



Hinc patriam sustinet

Instituto Superior de Agronomia
Universidade Técnica de Lisboa

Formulação e avaliação de substratos para a produção de plantas aromáticas envasadas em modo de produção biológico

Carlos Manuel Oliveira Matos

Dissertação para a obtenção do grau de mestre em
Engenharia Agronómica

Orientador: Professor Doutor Henrique Manuel Filipe Ribeiro.

Co-orientador: Professor Doutor Ernesto José de Melo Pestana de Vasconcelos.

Júri:

Presidente: Doutor António José Saraiva de Almeida Monteiro, Professor Catedrático do Instituto Superior de Agronomia da Universidade Técnica de Lisboa.

Vogais: Doutor Ernesto José de Melo Pestana de Vasconcelos, Professor Catedrático do Instituto Superior de Agronomia da Universidade Técnica de Lisboa;

Doutora Cristina Maria Moniz Simões Oliveira, Professora Associada do Instituto Superior de Agronomia da Universidade Técnica de Lisboa;

Doutora Ana Cristina Ferreira da Cunha Queda, Professora Auxiliar do Instituto Superior de Agronomia da Universidade Técnica de Lisboa;

Doutor Henrique Manuel Filipe Ribeiro, Professor Auxiliar do Instituto Superior de Agronomia da Universidade Técnica de Lisboa.

Lisboa 2011

Agradecimentos

Aos meus pais pelo apoio que toda a vida me deram, por terem feito de mim quem sou e por tudo terem ajudado a chegar sempre mais longe.

A toda a minha família, em especial ao meu irmão, aos meus tios e aos meus avós por todo o apoio dado nesta longa caminhada.

A todos os meus amigos pelos momentos passados juntos, pela força e animo que sempre me deram nos bons e maus momentos.

Aos professores Ernesto Vasconcelos e Henrique Ribeiro pela sua ajuda na orientação do trabalho que em muito contribuiu para o levar a bom porto.

À empresa Teciplante que, pela sua vontade de inovar, criou a necessidade da realização deste trabalho e por todo o apoio dado ao longo da realização do mesmo.

À empresa Crimolara que gentilmente cedeu o adubo orgânico utilizado que foi vital para a condução do ensaio com plantas.

Ao funcionário do Departamento de Ciências e Engenharia de Biosistemas do ISA, Miguel Martins, Maria Lurdes Moreira, Christine Morais e Felício José que muito me ajudaram e cuja ajuda foi preciosa.

Resumo

Este trabalho teve como objectivo formular um substrato para a produção de plantas aromáticas em modo de produção biológica a partir de turfa, fibra de coco e estrume de galinha. A fibra de coco tinha como objectivo substituir em todo ou em parte a turfa e o estrume de galinha tinha como principal função fornecer os nutrientes necessários ao desenvolvimento das culturas.

No primeiro ensaio, verificou-se que a condutividade aumentava de forma linear com o aumento da quantidade de estrume em misturas com base em turfa ou fibra de coco.

No segundo ensaio concluiu-se que percentagens de estrume superiores a 5% conduziam a danos nas plantas propagadas vegetativamente. As plantas propagadas seminalmente foram afectadas por todas as modalidades que continham estrume. Verificou-se ainda que modalidades com fibra de coco originavam piores resultados do que modalidades com turfa.

No terceiro ensaio, as misturas incluíam 5% de estrume e diferentes proporções de turfa e fibra de coco. Constatou-se que a modalidade que continha 31,6% de fibra de coco, 63,3% de turfa e 5% de estrume de galinha apresentava os melhores resultados no cultivo das plantas. Efectuou-se um ensaio de germinação com *Lepidium sativum* onde se concluiu que nenhum substrato apresentava fitotoxicidade.

Palavras-chave: Agricultura biológica; Plantas aromáticas; Substratos; Fitotoxicidade.

Abstract

The main objective of this study was to develop a substrate for the production of aromatic plants in organic production from peat, coir and chicken manure. Coir was intended to replace in whole or in part peat, and chicken manure was the main function to provide nutrients for crop growth.

In the first trial, it was found that the conductivity increased linearly with increasing amount of manure in mixtures based on peat or coir.

In the second trial it was found that percentages of manure greater than 5% led to damage in vegetatively propagated plants. The seminally propagated plants were affected by all modalities containing manure. It was also found that modalities with coir originated worse results than modalities with peat.

In the third trial, the mixtures included 5% of manure and different proportions of peat and coir. It was found that the substrates with 31.6% of coir, 63.3% of peat and 5% of chicken manure had the best results in the cultivation of plants. It was carried out a germination test with *Lepidium sativum*, which concluded that no substrate showed phytotoxicity.

Keywords: Organic Farming; Herbs; Substrates; Phytotoxicity.

Extended abstract

The main objective of this study was to develop a substrate for the production of aromatic plants in organic production from peat, coir and chicken manure. Coir was intended to replace in whole or in part peat and chicken manure was the main function to provide nutrients for crop growth.

In the first trial, substrates made of peat and coir individually and increasing amounts of chicken manure (0, 10, 20, 30, 40 and 50%) were analyzed for pH and electrical conductivity. This trial concluded that increasing the amount of manure on the substrate provokes a linear increase in electrical conductivity, which restricts the use of large amounts of manure on the substrates.

In the second experiment, we used substrates made of peat and coir individually and increasing amounts of manure (0, 5, 10, and 20%). These substrates were analyzed for pH, electrical conductivity, macronutrients and sodium. They were also used in a trial in which four species were used: parsley (*Petroselinum crispum* var. *Neapolitanum*) and thyme (*Thymus vulgaris*) propagated by seed, tarragon (*Artemisia dracunculus*) and rosemary (*Rosmarinus officinalis*) propagated vegetatively.

This trial allowed to ascertain the effects caused by high quantities of manure in the plants. It was found that plants in the modalities with 10 and 20% of manure showed growth reductions, and even died in some modalities.

In plants propagated by seed, germination and subsequent growth have been unevenly affected by the addition of manure. It was found that the modalities with 5% of manure already had very negative effects on the thyme, the same was not observed with the parsley. It was also noted that the modality consisting of coir and 5% chicken manure was more damaging to plants than the modality made up of peat and 5% chicken manure. Given these results, the use of these substrates in the production of plants propagated by seed seems to be conditioned and should be targeted for further investigation.

Laboratory tests have confirmed these results with the electrical conductivity that increased with the increasing of the proportion of manure, reaching unbearable values for plants on the modalities based on coir with 10 and 20% of manure and in the modalities based on peat and 20 % of manure. The levels of macronutrients also reflect the increased proportion of manure, increasing according this. This means that, in the modalities richer in chicken manure, levels of certain elements, particularly the ammonium nitrogen and sodium levels raised to much higher values than the appropriate, and may be responsible for the problems found in plants of these.

In the third trial, and based on previous test results, it was decided to fix the percentage of chicken manure in the mixtures of 5%. Due to differences in the behavior of substrates based on coir and peat, it was decided that these two materials would be mixed in the various modalities in different proportions. It was also added to a modality 5% of a Vertisoil in order to know how this influence the analyzed parameters and plant growth.

These substrates were analyzed for pH, electrical conductivity, macronutrients and sodium. They were also used in a trial in which five species were used, all vegetatively propagated: tarragon (*Artemisia*

dracunculus), rosemary (*Rosmarinus officinalis*), thyme (*Thymus vulgaris compacta*), santolina (*Santolina chamaecyparissus*) and lavender (*Lavandula angustifolia*). We also carried out germination tests with *Lepidium sativum* in order to evaluate if the level of phytotoxicity on the substrates was harmful to plants.

The results of the test plants showed that, for all species except the rosemary, there was always at least one modality with results similar or even superior to the commercial substrate. The two mixtures that produced better plants contained 47.5% of coir, 47.5% of peat and 5% chicken manure and 31.6% of coir, 63.3% peat and 5% of poultry manure in volume. The modalities with the greatest percentage of coir, such as the one that contained 95% coir and 5% chicken manure produced the worst plants. The poor performance of substrates with most coir can be explained by the pH which has values above 7, above the values considered appropriate and by the sodium content which was also high in these substrates.

The germination test with *Lepidium sativum* showed that no substrate presents problems of phytotoxicity, although the results obtained in commercial substrate were significantly higher compared to the other.

Índice

Agradecimentos	II
Resumo	III
Abstract	IV
Extended Abstract	V
Lista de Figuras	IX
Lista de Quadros	X
I – Introdução	1
II – Revisão bibliográfica	2
II.1 – Fundamentos da Agricultura Biológica	2
II.2 – Propriedades dos Substratos	3
II.2.1 – Propriedades químicas	4
II.2.1.1 – Complexo de troca/Capacidade de troca catiónica	4
II.2.1.2 – pH	5
II.2.1.3 – Disponibilidade dos nutrientes	7
II.2.1.4 – Salinidade	8
II.2.2 – Propriedades físicas	10
II.2.2.1 – Porosidade total	10
II.2.2.2 – Densidade aparente	11
II.2.2.3 – Capacidade de retenção de água	11
II.2.2.4 – Porosidade livre/arejamento	14
II.2.2.5 – Compactação	16
II.2.3 – Propriedades biológicas	16
II.2.3.1 – Velocidade de decomposição	17
II.2.3.2 – Actividade microbiológica no substrato	17
II.3 – Fitotoxicidade	18
II.4 – Materiais constituintes dos substratos	18
II.4.1 – Turfa	18
II.4.2 – Fibras de coco	19
II.4.3 – Estrume de galinha	20
II.5 – Caracterização das plantas aromáticas	21
II.6 – Produção de plantas aromáticas em vaso	22
II.7 – Plantas utilizadas nos ensaios	23
II.7.1 – Estragão	23
II.7.2 – Tomilho	24
II.7.3 – Alfavaca	25
II.7.4 – Alecrim	26
II.7.5 – Santolina	27
III – Material e Métodos	28
III.1 – Caracterização dos conjuntos de substratos utilizados	28
III.1.1 – Composição dos conjuntos de substratos criados	28
III.1.2 – Modo de preparação dos substratos	30
	VII

III.1.3 – Preparação dos substratos para análise e métodos de análise	30
III.2 – Caracterização dos ensaios realizados	31
III.2.1 – Primeiro ensaio	31
III.2.2 – Segundo ensaio	31
III.2.2.1 – Equipamento, substratos e plantas utilizadas	32
III.2.2.2 – Instalação das plantas	32
III.2.2.3 – Rega e nutrição das plantas	32
III.2.2.4 – Parâmetros analisados nas plantas	32
III.2.3 – Terceiro ensaio	32
III.2.3.1 – Equipamento, substratos e plantas utilizadas	33
III.2.3.2 – Instalação das plantas	33
III.2.3.3 – Rega e nutrição das plantas	33
III.2.3.4 – Parâmetros analisados nas plantas	34
III.2.3.5 – Método de análise dos elementos minerais nas plantas	34
III.2.4 – Fitotoxicidade	34
III.2.5 – Tratamento estatístico	35
IV – Resultados e discussão	36
IV.1 – Primeiro ensaio	36
IV.2 – Segundo ensaio	38
IV.2.1 – Propriedades dos substratos	38
IV.2.2 – Desenvolvimento das plantas	40
IV.2.2.1 – Plantas propagadas por semente	41
IV.2.2.2 – Plantas propagadas vegetativamente	43
IV.3 – Terceiro ensaio	44
IV.3.1 – Propriedades dos substratos	44
IV.3.2 – Fitotoxicidade	46
IV.3.3 – Crescimento vegetativo	47
IV.3.3.1 – Alecrim	47
IV.3.3.2 – Alfazema	48
IV.3.3.3 – Santolina	49
IV.3.3.4 – Estragão	50
IV.3.3.5 – Tomilho	51
IV.3.4 – Composição mineral das plantas	52
IV.3.4.1 – Alecrim	52
IV.3.4.2 – Alfazema	54
IV.3.4.3 – Santolina	56
IV.3.4.4 – Estragão	58
IV.3.4.5 – Tomilho	60
V – Conclusões	62
VI – Referencias bibliográficas	64
Anexos	64
Anexo I – Exportações parciais de macronutrientes e sódio e micronutrientes	64
Anexo II – Sementes germinadas e comprimento da radícula nos ensaios de germinação	78

Lista de figuras

Figura II.1 – Evolução (ha) da área de produção biológica em Portugal entre 1993 e 2005. (fonte: Ferreira, 2011).	2
Figura II.2 – Evolução do número de operadores certificados em Portugal entre 1993 e 2005. (Fonte: Ferreira, 2011).	3
Figura II.3 – Influência do pH na disponibilidade de nutrientes num solo mineral (a) e num solo ou substrato orgânico (b). (Adaptado de Ribeiro et al., 2001).	6
Figura II.4 – Proporção da zona saturada do vaso em função do seu tamanho. Adaptado de: Miner (1994).	13
Figura II.5 – Curva de libertação de água de um substrato. Adaptado de: Miner (1994).	14
Figura IV.1 – Plantas de alecrim nas várias modalidades antes da colheita.	48
Figura IV.2 – Plantas de alfavaca nas várias modalidades antes da colheita.	49
Figura IV.3 – Plantas de santolina nas várias modalidades antes da colheita.	50
Figura IV.4 – Plantas de estragão nas várias modalidades antes da colheita.	51
Figura IV.5 – Plantas de tomilho nas várias modalidades antes da colheita.	52

Lista de quadros

Quadro II.1 – Níveis adequados de macronutrientes e sódio num substrato com extracção em água (mg L^{-1} de substrato).	7
Quadro II.2 – Tabela de interpretação que relaciona valores de electrocondutividade obtidos através do extracto de saturação e dos e de extractos aquosos em proporção 1:2 e 1:5 v/v.	9
Quadro II.3 – Teores médios de macronutrientes principais quantidade de matéria seca e matéria orgânica em kg/t de estrume não compostado de galinhas poedeiras e frangos de engorda.	21
Quadro III.1 – Percentagem em volume dos materiais constituintes do primeiro conjunto de substratos utilizados.	28
Quadro III.2 – Percentagem em volume dos materiais constituintes do segundo conjunto de substratos utilizados.	29
Quadro III.3 – Percentagem em volume dos materiais constituintes do terceiro conjunto de substratos utilizados.	29
Quadro III.4 – Percentagem em volume dos materiais constituintes do quarto conjunto de substratos utilizados.	30
Quadro IV.1 – Valores de pH e condutividade eléctrica de substratos constituídos por turfa e quantidades crescentes de estrume de galinha.	36
Quadro IV.2 – Valores de pH e condutividade eléctrica de substratos constituídos por fibra de coco e estrume de galinha em diferentes proporções.	37
Quadro IV.3 – Valores de pH e condutividade eléctrica do conjunto de substratos utilizados.	38
Quadro IV.4 – Teores de macronutrientes e sódio extraíveis no conjunto de substratos utilizados neste ensaio.	39
Quadro IV.5 – Classificação das plantas de salsa e tomilho instaladas nos vários substratos quanto à germinação.	41
Quadro IV.6 – Peso fresco e seco das plantas de tomilho nos substratos utilizados neste ensaio.	42
Quadro IV.7 – Peso fresco e seco das plantas de salsa nos substratos utilizados neste ensaio.	42
Quadro IV.8 – Peso fresco e seco das plantas de alecrim nos substratos utilizados neste ensaio.	43
Quadro IV.9 – Peso fresco e seco das plantas de estragão nos substratos utilizados neste ensaio.	43
Quadro IV.10 – Valores de pH e condutividade eléctrica dos substratos utilizados neste ensaio.	44
Quadro IV.11 – Teores de macronutrientes e sódio extraíveis no conjunto de substratos utilizados neste ensaio.	45
Quadro IV.12 – Índice de germinação no conjunto de substratos utilizados neste ensaio.	46
Quadro IV.13 – Dados relativos às plantas de alecrim nos substratos utilizados neste ensaio: altura das plantas (AP), diâmetro máximo do tufo (DMT), peso fresco da parte aérea (PFA), peso seco da parte aérea (PSA), e peso seco das raízes (PSR).	47

Quadro IV.14 – Dados relativos às plantas de alfazema nos substratos utilizados neste ensaio: altura das plantas (AP), diâmetro máximo do tufo (DMT), peso fresco da parte aérea (PFA), peso seco da parte aérea (PSA), e peso seco das raízes (PSR).	48
Quadro IV.15 – Dados relativos às plantas de santolina nos substratos utilizados neste ensaio: altura das plantas (AP), diâmetro máximo do tufo (DMT), peso fresco da parte aérea (PFA), peso seco da parte aérea (PSA), e peso seco das raízes (PSR).	49
Quadro IV.16 – Dados relativos às plantas de estragão nos substratos utilizados neste ensaio: comprimento do caule maior (CCM) peso fresco da parte aérea (PFA), peso seco da parte aérea (PSA), e peso seco das raízes (PSR).	50
Quadro IV.17 – Dados relativos às plantas de tomilho nos substratos utilizados neste ensaio: altura das plantas (AP), diâmetro máximo do tufo (DMT), peso fresco da parte aérea (PFA), peso seco da parte aérea (PSA), e peso seco das raízes (PSR).	51
Quadro IV.18 – Valores da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de alecrim instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.	52
Quadro IV.19 – Valores da concentração de micronutrientes na parte aérea das plantas de alecrim instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.	53
Quadro IV.20 – Exportações de macronutrientes e sódio pelas plantas de alecrim instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.	53
Quadro IV.21 – Exportações de micronutrientes pelas plantas de alecrim instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.	54
Quadro IV.22 – Valores da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de alfazema instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.	54
Quadro IV.23 – Valores da concentração de micronutrientes na parte aérea das plantas de alfazema instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.	55
Quadro IV.24 – Exportações de macronutrientes e sódio pelas plantas de alfazema instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.	55
Quadro IV.25 – Exportações de micronutrientes pelas plantas de alfazema instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.	56
Quadro IV.26 – Valores da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de santolina instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.	56
Quadro IV.27 – Valores da concentração de micronutrientes na parte aérea das plantas de santolina instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.	57
Quadro IV.28 – Exportações de macronutrientes e sódio pelas plantas de santolina instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.	57
Quadro IV.29 – Exportações de micronutrientes pelas plantas de santolina instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.	58
Quadro IV.30 – Valores da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de estragão instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.	58
Quadro IV.31 – Valores da concentração de micronutrientes na parte aérea das plantas de estragão instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.	59

Quadro IV.32 – Exportações de macronutrientes e sódio pelas plantas de estragão instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.	59
Quadro IV.33 – Exportações de micronutrientes pelas plantas de estragão instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.	60
Quadro IV.34 – Valores da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de tomilho instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.	60
Quadro IV.35 – Valores da concentração de micronutrientes na parte aérea das plantas de tomilho instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.	61
Quadro IV.36 – Exportações de macronutrientes e sódio pelas plantas de tomilho instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.	61
Quadro IV.37 – Exportações de micronutrientes pelas plantas de tomilho instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.	61

I – Introdução

A produção de ervas aromáticas em Portugal é uma área que entrou nos últimos anos em forte expansão, quer a nível económico quer a nível técnico, tendo vindo a evoluir bastante nos últimos anos.

Na produção de ervas aromáticas é necessário ter conhecimento técnico, nomeadamente ao nível da relação da cultura com as características edafo-climáticas da região de modo a produzir plantas com a qualidade exigida pelos consumidores.

Para ter sucesso nesta área é essencial uma boa relação com os circuitos de comercialização que pode ser obtida não só através da produção de um produto de qualidade mas também pela sua diferenciação em relação à concorrência. Uma forma de obter esta diferenciação é a produção em modo de produção biológico.

A exploração que promoveu esta investigação dedica-se à produção de ervas aromáticas e flores para venda ao público em vasos.

A produção em modo de produção biológico apresenta no entanto alguns desafios a ultrapassar. Na produção de plantas aromáticas envasadas, por exemplo, os substratos comerciais autorizados são caros, limitando o lucro obtido com a cultura a instalar.

Podem ser obtidos substratos com propriedades interessantes que substituam as misturas comerciais recorrendo a vários materiais como por exemplo a turfa. No entanto, este material apresenta alguns problemas decorrentes do seu uso, seja pela não sustentabilidade a longo prazo, seja pela libertação de carbono aprisionado sob a forma de matéria orgânica.

O objectivo deste trabalho é assim formular um substrato para a produção de plantas aromáticas em modo de produção biológica a partir de turfa, fibra de coco e estrume de galinha. A fibra de coco tem como objectivo substituir em todo ou em parte a turfa e o estrume de galinha tem como principal função fornecer os nutrientes necessários ao desenvolvimento das culturas.

II – Revisão Bibliográfica

II.1 – Fundamentos da Agricultura Biológica

Apesar de já há muito tempo ser praticada, foi na década de 70 do século passado que começou a surgir nos mercados europeus um volume apreciável de produtos provenientes de agricultura biológica que, à ausência de legislação comunitária sobre o assunto, eram normalmente certificados por associações privadas locais. Com o aumento da procura por este tipo de produtos, surgiu uma forte necessidade de implementar uma regulamentação comunitária única de forma a harmonizar as regras e permitir que na sua comercialização dentro do espaço comunitário fossem evitadas situações de fraudes ou concorrência desleal. Esta regulamentação foi publicada a nível europeu em 1991 e entrou em vigor nos estados membros em 1993 (Ferreira, 2009).

Desde a regulamentação do sector, tanto a área dedicada à prática da agricultura biológica como o número de produtores tem aumentado bastante todos os anos conforme se poderá ver nas figuras II.1 e II.2.

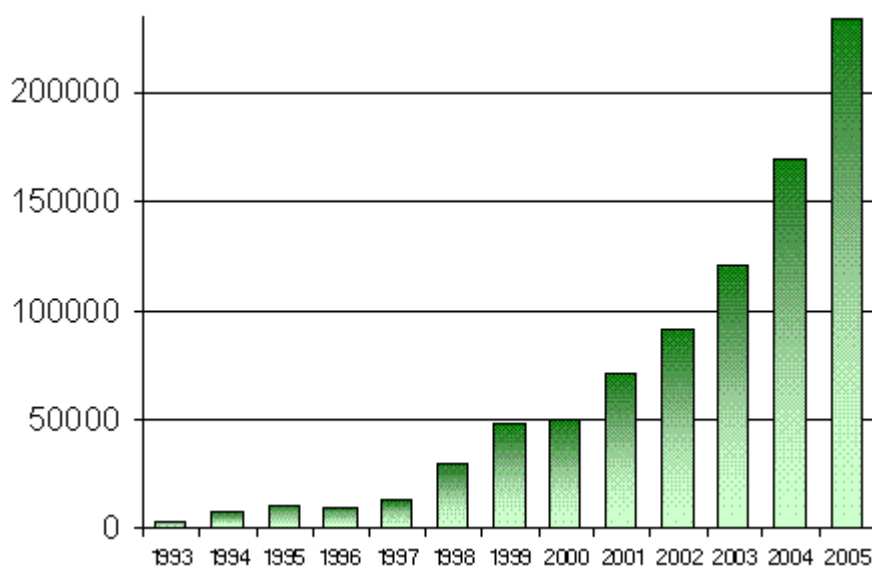


Figura II.1 – Evolução (ha) da área de produção biológica em Portugal entre 1993 e 2005. (fonte: Ferreira, 2011).

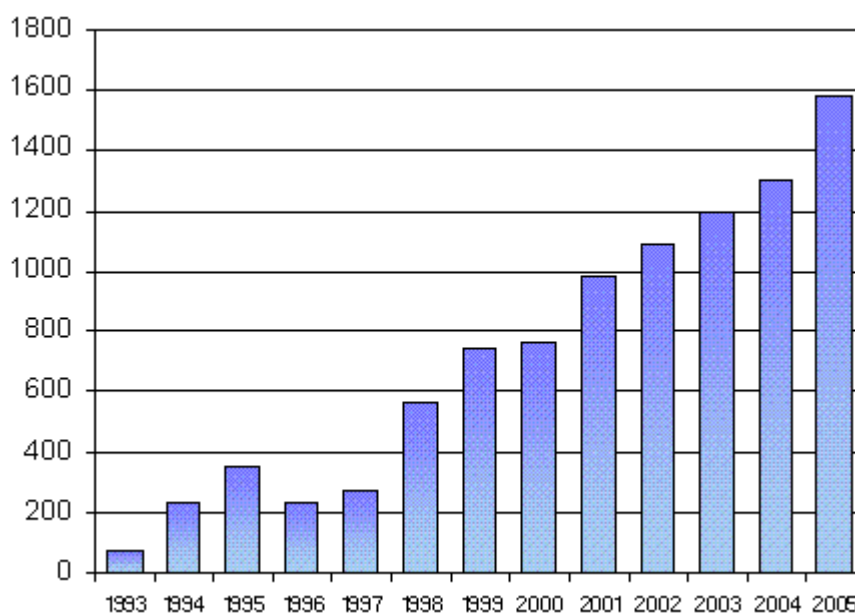


Figura II.2 – Evolução do número de operadores certificados em Portugal entre 1993 e 2005. (fonte: Ferreira, 2011).

Podemos ver em ambos os gráficos aumentos quase constantes tanto na área dedicada a este tipo de agricultura como nos agricultores a ela dedicados. Em 2005, por exemplo, verificou-se que a área dedicada a AB correspondia já a 6% da superfície agrícola utilizável (SAU) (Correia, 2006).

Quanto aos princípios da agricultura biológica, estes passam por um estreito entendimento do ecossistema agrário, fomentando o seu equilíbrio e a biodiversidade, pela sustentabilidade a longo prazo, mantendo a fertilidade do solo, evitando a poluição de qualquer tipo, promovendo a reciclagem dos resíduos agrícolas e evitando ao máximo o uso de produtos químicos de síntese. Tem ainda em conta a responsabilidade social ao delinear a forma de produção em torno da sustentabilidade a vários níveis, da preservação da biodiversidade e ecossistemas naturais, da valorização das produções dos agricultores e da garantia de um direito de escolha dado ao consumidor de produtos sem resíduos de pesticidas nem organismos geneticamente modificados (Ferreira, 2011).

II.2 – Propriedades dos Substratos

Um substrato é, em horticultura, todo o material sólido diferente do solo, utilizado no cultivo de plantas. Pode ser de origem natural, sintética ou residual, podendo ainda ser mineral ou orgânico e constituído por um único material ou por uma mistura de dois ou mais (López, 2005). Tem como funções suportar fisicamente as plantas e fornecer a água e os nutrientes necessários ao seu crescimento (Mejias e Ruano, 1990). Deve ainda permitir um adequado fornecimento de oxigénio ao sistema radicular e ao mesmo tempo facilitar a saída de dióxido de carbono de modo a que seja assegurada a respiração radicular e microbiana (Asiah *et al.*, 2004).

O bom desenvolvimento de uma planta no seu todo está fortemente relacionado com o bom desenvolvimento do sistema radicular (Asiah *et al.*, 2004). É muito importante ter este dado em atenção quando se produzem plantas em vaso pois, ao contrário do que sucede na produção em solo, o vaso representa um volume restrito de onde as plantas têm que extrair a água e os nutrientes. Sendo assim, é essencial que o substrato permita a existência de uma adequada quantidade de água facilmente disponível às raízes. Na generalidade dos substratos consegue-se obter esta característica utilizando materiais de elevada porosidade (Batista e Batista, 2007).

Assim sendo, a avaliação de um substrato para a produção de plantas deve ter em conta um conjunto de propriedades químicas, físicas e biológicas cujos valores se devem manter dentro de uma gama de valores considerada adequada (Batista e Batista, 2007).

II.2.1 – Propriedades químicas

As propriedades químicas estão muito relacionadas umas com as outras, sendo difícil falar em cada uma individualmente pois influenciam-se mutuamente. Estas propriedades caracterizam o tipo de reacções que promovem trocas de elementos minerais entre o substrato e a solução no substrato, reacções essas que podem ser de hidrólise e dissolução de elementos minerais, intercâmbio de iões e biodegradação da matéria orgânica (López, 2005). Para estas reacções a maior contribuição vem da componente orgânica dos substratos que é por norma muito activa quimicamente.

É assim de grande importância saber quais as propriedades químicas mais importantes na caracterização de um substrato e os seus valores para se tirar o máximo partido de um substrato a utilizar na produção de plantas.

As propriedades químicas mais importantes dos substratos são a capacidade de troca catiónica, o pH, a disponibilidade dos nutrientes e a salinidade.

II.2.1.1 – Complexo de troca/Capacidade de troca catiónica

Alguns materiais utilizados na formulação de substratos têm na sua composição partículas coloidais (fracção menor que 0,002 mm) que desenvolvem à sua superfície cargas maioritariamente negativas (Ribeiro *et al.*, 2001). Dado que a tendência do sistema é a eletroneutralidade, as cargas negativas tendem a atrair para a superfície das partículas catiões, fenómeno conhecido por adsorção (Correia, 2006). Os catiões adsorvidos às partículas coloidais são chamados de catiões de troca. As partículas envolvidas na adsorção de catiões constituem o complexo de troca e quantidade total de catiões em posição de troca denomina-se de capacidade de troca catiónica (CTC) que, no caso dos substratos pode ser expressa em meq L⁻¹ ou mais recentemente em cmol₍₊₎ L⁻¹ (Ribeiro *et al.*, 2001).

O substrato é considerado quimicamente activo se possuir complexo de troca que intervém na nutrição mineral das plantas ou quimicamente inerte se não o tiver (López, 2005; Ribeiro *et al.*, 2001).

Nos substratos orgânicos a capacidade de adsorção de iões metálicos aumenta com o pH visto que a pH mais baixos existem mais hidrogeniões em solução que tem tendência a ser adsorvidos pelo complexo de troca, diminuindo a CTC (Batista e Batista, 2007; López, 2005). De facto, segundo Puustjarvi (1977 *cit in* López, 2005) uma amostra de turfa de *Sphagnum* com um pH de 3,5 apresentou um valor de CTC de 50 meq 100g⁻¹ ao passo que a mesma turfa após aumento de pH para 5,5 apresentou um valor de CTC de 100 meq 100g⁻¹.

A capacidade de troca catiónica varia assim muito entre diferentes substratos, podendo considerar-se que é geralmente mais elevada em substratos orgânicos do que em minerais (Ribeiro *et al.*, 2001).

Não existe um valor de CTC considerado óptimo para todos os casos. O valor ideal depende essencialmente do sistema de cultivo especialmente da forma como é feita a fertirrega (Lemaire *et al.*, 1989).

Num sistema em que os nutrientes sejam aplicados de forma contínua, não existem vantagens em que o substrato tenha uma elevada CTC (Lemaire *et al.*, 1989) pois, em casos de baixo grau de saturação em bases e elevada CTC, há tendência a que ocorram fenómenos de competição entre o complexo de troca e as plantas pelos nutrientes. Pode também tornar-se difícil controlar a composição da solução no substrato devido a fenómenos de troca iónica entre a solução nutritiva aplicada e o complexo de troca. Outro potencial problema de substratos com elevada CTC existe se o complexo de troca estiver ocupado por elementos indesejáveis (sódio ou metais pesados) que são difíceis de remover da solução do substrato (por absorção das plantas ou lixiviação) e mesmo que isto aconteça, o complexo de troca tende a repô-los (Ribeiro *et al.*, 2001).

Um substrato com elevada CTC tem também algumas vantagens, nomeadamente uma redução de perdas de nutrientes por lixiviação, trazendo vantagens económicas e ambientais, o que permite uma redução da quantidade de nutrientes a aplicar e produz menos drenados, reduzindo a contaminação das águas subterrâneas. Em termos da fertirrega, um substrato com elevada CTC permite que ao longo do ciclo da cultura se façam menos adubações com maior concentração de nutrientes em cada uma pois o risco de salinidade excessiva é menor (Ribeiro *et al.*, 2001). Uma elevada CTC confere também ao substrato um grande poder tampão face a variações de pH e disponibilidade de nutrientes. Estes substratos possuem ainda um depósito de reserva para os nutrientes, evitando que estes se percam por lixiviação (López, 2005).

II.2.1.2 – pH

O pH é a medida da acidez ou alcalinidade de uma solução ou, neste caso, de um substrato. É habitualmente avaliado pela medição do valor de pH de uma suspensão do substrato em água numa determinada proporção. As plantas podem sobreviver em substratos com pH muito diferentes sem sofrerem problemas fisiológicos visíveis desde que tenha os nutrientes de que precisam em formas assimiláveis. Contudo o crescimento das plantas é afectado em condições de acidez ou alcalinidade extremas (Batista e Batista, 2007; López, 2005). Os principais efeitos das variações de pH manifestam-se na CTC, disponibilidade em nutrientes e actividade biológica (Batista e Batista, 2007).

A estabilidade do pH depende das características do substrato, estando intimamente relacionada com as substâncias húmicas deste que, estando presentes, conferem poder tampão em relação a variações de pH. Sendo assim, podemos concluir que substratos orgânicos apresentam maior resistência a variações de pH que substratos minerais (Batista e Batista, 2007).

Num cultivo comercial em que as plantas devem dar o máximo rendimento, o pH deve assim ser mantido dentro de um intervalo adequado (através da escolha do substrato adequado visto que em modo de produção biológico não existem muitas opções práticas para alterar o pH deste, nomeadamente a diminuição do seu valor). Segundo Ribeiro *et al.* (2001) o valor de pH que corresponde a uma disponibilidade máxima de nutrientes no substrato é de 5 a 5,5 (figura II.3). Em termos práticos pode considerar-se um intervalo entre 5,3 a 6,5 como adequado para a generalidade das espécies (Miner, 1994).

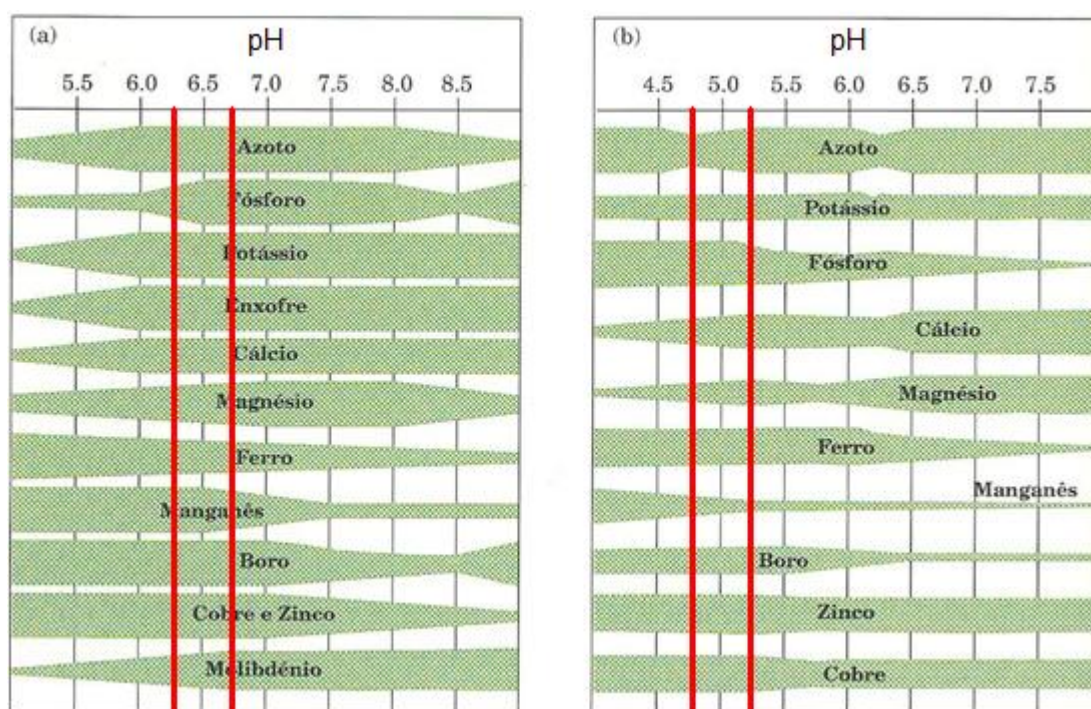


Figura II.3 – Influência do pH na disponibilidade de nutrientes num solo mineral (a) e num solo ou substrato orgânico (b). Adaptado de Bunt (1988).

Para além da disponibilidade dos nutrientes, o valor do pH tem também uma forte influência na actividade microbiana do meio. Se a acidez for muito elevada e especialmente se for acompanhada de grande disponibilidade de alumínio disponível, o desenvolvimento dos microrganismos existentes no solo ou substrato é bastante afectado (Ribeiro, 1996). Microrganismos responsáveis pela mineralização da matéria orgânica e libertação de nutrientes, e as bactérias dos géneros *Rhizobium* e *Bradyrhizobium* responsáveis pela fixação do azoto veem a sua actividade severamente afectada. As condições atrás referidas são também fortemente inibidoras dos fungos capazes de fazer associações micorrízicas o que é especialmente importante nos viveiros florestais onde as

associações micorrízicas trazem notórias vantagens às plantas, seja no aumento do seu crescimento seja na redução da crise de transplantação (Ribeiro *et al.*, 2001).

A nitrificação é também bastante afectada por valores extremos de pH, sejam valores baixos ou elevados. Esta reacção é feita em duas fases: Primeiro as bactérias nitrosomonas transformam o amónio (NH_4^+) em nitrito (NO_2^-); na segunda fase do processo este é transformado em nitrato (NO_3^-) por acção das bactérias nitrobacter. Em condições de pH elevado, existe tendência de acumulação do ião intermédio pois as nitrobacter são mais sensíveis a valores de pH elevados do que as nitrosomonas. Quando o pH é excessivamente ácido, ambas as bactérias são igualmente afectadas, ocorrendo acumulações de ião amónio. Tanto o ião amónio como o ião nitrito, quando em excesso no meio podem causar problemas de fitotoxicidade (Santos, 2002).

II.2.1.3 – Disponibilidade dos nutrientes

A disponibilidade de nutrientes por parte de um substrato resulta em grande parte da sua decomposição química e biológica e do complexo de troca. Sendo assim, e dado que a generalidade dos substratos minerais não se decompõem nem tem complexo de troca, considera-se que são desprovidos de nutrientes (López, 2005). Já nos substratos orgânicos, existem muitas variações na quantidade de nutrientes que cada um disponibiliza. Por exemplo a turfa loira tem poucos nutrientes disponíveis em contraste com substratos à base de excrementos de animais ou RSU que, dependendo da origem e do processo de compostagem, podem ter elevadas quantidades de nutrientes disponíveis. Seja qual for o tipo de substrato utilizado, é difícil que este consiga suprir todas as necessidades das plantas pelo que para tirar o máximo rendimento das plantas é aconselhável aplicar nutrientes sob a forma de fertilizantes (Batista e Batista, 2007).

A determinação do teor de nutrientes disponibilizados por um substrato é feita utilizando um extractante (normalmente água) que é misturado com a amostra de substrato num volume de proporção conhecida (extracto de saturação, 1:1,5; 1:5; 1:6; etc.) durante o tempo suficiente para que se atinja o equilíbrio após o qual é efectuada a quantificação (López, 2005). A título de exemplo, apresenta-se de seguida a tabela II.1 que indica os valores entre os quais devem variar os teores de macronutrientes e sódio em substratos.

Quadro II.1 – Níveis adequados de macronutrientes e sódio num substrato com extracção em água (mg L^{-1} de substrato).

Nutriente	Valor adequado (mg L^{-1})
N- NH_4^+	<125
N- NO_3^-	81 – 130
N mineral	50 – 200
P	29 – 100
K	101 – 650
Ca	>200
Mg	16 – 150
Na	<50

Adaptado de: Miner (1994) e Verdonck e Gabriëls (1988).

Como foi dito anteriormente, a disponibilidade de nutrientes está fortemente relacionada com o pH do substrato, sendo ideal para valores de pH diferentes em solo mineral ou material orgânico. Esta diferença pode ser explicada por vários factores:

- Enquanto que nos solos minerais de pH muito ácido os micronutrientes catiões e o alumínio estão maioritariamente em solução, nos substratos ou solos orgânicos ocorre frequentemente a complexação destes elementos com a matéria orgânica, que existem em grande quantidade, o que provoca uma diminuição da toxicidade provocada por estes elementos em relação a solos minerais em iguais condições de pH (Santos, 2002);
- Nos substratos orgânicos existe um baixo teor de óxidos-hidróxidos de ferro e mesmo assim as suas formas iónicas tem pouca actividade na solução o que faz com que não ocorram com muita intensidade fenómenos de retenção e precipitação do fósforo como se verifica em solos minerais ácidos (Ribeiro, 1996);
- Um elevado valor de CTC que muitas vezes caracteriza os substratos orgânicos faz com que, mesmo no caso de haver um baixo grau de saturação de bases o cálcio e o magnésio de troca sejam suficientes para fazer face às necessidades das culturas (Ribeiro, 1996);
- Mesmo em condições de alguma acidez, os níveis de Ca são relativamente elevados em solos e substratos orgânicos, verificando-se, na maioria dos casos uma elevada razão Ca/B. Sendo assim, segundo Lucas e Davis (1961, *cit in* Ribeiro, 1996), considera-se a deficiência de boro mais provável em solos orgânicos do que em solos minerais. No entanto, Santos (2002) considera que, para além da própria libertação de boro pela mineralização da matéria orgânica, esta forma complexos através dos quais o boro é mobilizado a partir da fracção mineral para ser disponibilizado para as plantas.

II.2.1.4 – Salinidade

Salinidade define-se como uma excessiva concentração de sais solúveis na solução do substrato capaz de afectar a maioria das culturas (López, 2005; Ribeiro *et al.*, 2001).

Existem vários factores que podem provocar uma elevada salinidade num substrato (Ribeiro, 1996):

- Utilização na formulação dos substratos materiais com alto teor de sais solúveis (RSU, lamas compostadas ou turfas salinas) ou mal estabilizados que se decomponham rapidamente e libertem grandes quantidades de elementos;
- Utilização de água de rega com elevados teores de sais como sódio e cloretos;
- Utilização de adubos com elevados teores de elementos não absorvidos ou pouco absorvidos pelas plantas que se vão acumulando no substrato (adubos ricos em cloretos por exemplo) ou aplicação de quantidades de nutrientes superiores aquelas que as plantas conseguem absorver.

Se houver risco de aumento da salinidade ao longo do ciclo cultural, existem várias formas de evitar o problema:

- Lixiviação do substrato antes ou durante o ciclo cultural com água de boa qualidade (Batista e Batista, 2007; López, 2005). Na prática verifica-se que os sais são removidos na sua maioria com a aplicação de um volume de água 1,5 vezes superior ao volume de água retido pelo substrato à capacidade em contentor ou pela quantidade de água que origina um volume de drenados igual ao volume do vaso ou contentor (Ribeiro *et al.*, 2001);
- Manter o substrato permanentemente húmido durante o ciclo cultural (López, 2005);
- Não aplicar grande quantidade de fertilizantes com teor elevado de iões solúveis especialmente quando o substrato está mais seco (López, 2005);
- Evitar que se propiciem condições de stress para as plantas pelo excesso de luminosidade e baixa humidade relativa do ambiente (López, 2005).

A tolerância das plantas à salinidade difere bastante consoante factores como a espécie, a idade das plantas, as condições ambientais e as práticas culturais. As fases de maior sensibilidade das plantas são a germinação e o período inicial de crescimento (López, 2005).

A salinidade de um substrato é normalmente avaliada pela medição da condutividade eléctrica numa solução aquosa obtida a partir do extracto de saturação ou de uma suspensão do substrato em água com proporções substrato/água (em volume) de 1:1,5; 1:2; 1:5; e 1:6 (Ribeiro *et al.*, 2001).

Devido às diferentes formas de medir a condutividade eléctrica atrás referidas os resultados obtidos devem ser interpretados com o auxílio de uma quadro de interpretação que relaciona o resultado obtido com a proporção substrato/água e os potenciais efeitos causados nas plantas. A título de exemplo segue-se o quadro II.2.

Quadro II.2 – Tabela de interpretação que relaciona valores de electrocondutividade obtidos através do extracto de saturação e dos e de extractos aquosos em proporção 1:2 e 1:5 v/v.

Extracto de saturação (mS cm ⁻¹)	Extração 1:2 v/v (mS cm ⁻¹)	Extração 1:5 v/v (mS cm ⁻¹)	Interpretação
<0,74	<0,25	<0,12	Muito baixo; indica baixas concentrações de nutrientes.
0,75-1,99	0,25-0,75	0,12-0,35	Apropriado para sementeiras e espécie sensíveis à salinidade.
2,0-3,49	0,75-1,25	0,35-0,65	Satisfatório para a maioria das plantas; alto para espécies muito sensíveis.
3,5-5,0	1,25-1,75	0,65-0,90	Ligeiramente elevado para a maioria das plantas; satisfatório para espécies vigorosas e com altas necessidades em nutrientes.
5,0-6,0	1,75-2,25	0,9-1,1	Redução do crescimento e vigor; emurchecimento e necroses foliares marginais.
>6	>2,25	>1,1	Danos graves e provavelmente morte das plantas.

Fonte: Warncke e Krauskopf (1983).

II.2.2 – Propriedades físicas

Ao contrário das propriedades químicas, as propriedades físicas de um substrato são impossíveis de alterar assim que este é posto no contentor. Sendo assim, o conhecimento das propriedades físicas é essencial para que sejam controláveis em tempo oportuno de modo a que o substrato utilizado dê o máximo rendimento (López, 2005).

Estas propriedades afectam o desenvolvimento das plantas pois estão associadas a condições hídricas e de arejamento do substrato. Assim, condicionam não só a disponibilidade de água e ar como também as propriedades térmicas, a actividade biológica e a disponibilidade de nutrientes para as plantas (Heiskanen, 1993 *cit in* Ribeiro, 1996).

Nas propriedades físicas é de salientar a porosidade total, densidade aparente, capacidade de retenção de água, o arejamento e compactação.

II.2.2.1 – Porosidade total

A porosidade total de um substrato corresponde à percentagem do seu volume não ocupada pela fase sólida, ou seja, o quociente entre o volume de poros (V_p) e o volume total (V_t) que o substrato ocupa no contentor (Ribeiro *et al.*, 2001):

$$P_t = \frac{V_p}{V_t} \times 100$$

A porosidade total é responsável pela retenção de água e pelo arejamento do substrato, sendo a dimensão dos poros responsável pela sua ocupação por água ou ar (Amálio, 2007). Sendo assim, um substrato com elevada porosidade é teoricamente vantajoso, permitindo reter uma grande quantidade de água e um bom arejamento. Contudo, esta afirmação pode não ser inteiramente verdade pois, dependendo do tipo de porosidade que os materiais apresentam, surgem casos em que materiais com igual porosidade total mostram comportamentos distintos em relação à retenção de água e arejamento (Gras, 1987 *cit. in* Correia, 2006).

Os poros que retêm água são aqueles que, devido às suas dimensões desenvolvem forças de capilaridade. Estes poros são designados por poros capilares ou microporos e tem dimensões inferiores a 30 μm . Os poros com dimensões superiores a 30 μm são designados por poros não capilares ou macroporos e ficam livres de água depois de o substrato ter drenado, permitindo assim trocas gasosas (López, 2005).

A porosidade de um substrato pode ainda ser classificada com intergranular correspondente aos poros que se forma entre as partículas e intragranular que corresponde aos poros formados no interior das partículas. A porosidade intragranular pode ainda ser dividida em aberta ou fechada, consoante os poros que a constituem comuniquem com os restantes poros ou não. Esta classificação é importante pois, se os poros forem fechados, não tem influência na distribuição de água e ar pelo substrato, servindo apenas para diminuir a densidade aparente do substrato (López, 2005).

As diferentes características dos poros fazem com que o conhecimento da porosidade total seja insuficiente para definir o substrato, tornando necessário conhecer a porosidade ocupada por água e a que é ocupada por ar.

Para responder às necessidades da maioria das culturas, um substrato deve apresentar uma porosidade total superior a 85% (Miner, 1994).

II.2.2.2 – Densidade aparente

A densidade aparente (dap) de um substrato define-se como a relação entre o seu peso seco e o volume que ocupa em condições culturais, sendo expressa em g cm^{-3} . Dadas as muitas variáveis em jogo, a sua determinação torna-se um pouco complexa. O volume é muito variável, dependendo de factores como o grau de compactação, a distribuição das partículas, a fibrosidade, o grau de humificação, o transporte (distância e tempo) e das manipulações a que o substrato é sujeito antes de utilizado no meio de cultura (Batista e Batista, 2007). A título de exemplo, Caldevilla e Lozano (1993, *cit. in* Batista e Batista, 2007) determinaram valores de densidade aparente em turfas que variam entre 0,045 e 0,2 g cm^{-3} .

A densidade aparente é muito importante na escolha do substrato. Para facilitar o transporte e manipulação, uma baixa densidade aparente é bastante importante. Além disso, esta propriedade deve ser tomada em conta quando se pensa na ancoragem das plantas. Quanto maior for o porte das plantas a instalar, mais denso deve ser o substrato (Mejias e Ruano, 1990).

Na produção em estufa, onde o vento não é factor limitante, podem ser utilizados substratos com densidades baixas, até 0,15 g cm^{-3} . Já na produção ao ar livre devem ser usados substratos com densidades mais elevadas entre 0,50 e 0,75 g cm^{-3} (López, 2005).

II.2.2.3 – Capacidade de retenção de água

Um substrato deve ser capaz de reter a maior quantidade de água possível sem por em causa as trocas gasosas (Mejias e Ruano, 1990).

A absorção de água pelas plantas está dependente de vários factores (Ribeiro *et al.*, 2001):

- Características intrínsecas das plantas como o seu sistema radicular e as características fisiológicas;
- Condições climáticas que determinam a exigência das plantas em água;
- Propriedades do substrato que determinam a maior ou menor disponibilidade de água ao nível da raiz.

Ao nível das propriedades do substrato, as propriedades que podem fazer com que este tenha pouca água disponível tem a ver principalmente com a porosidade: podem existir baixos valores de porosidade total; grande tamanho dos poros que originam elevadas perdas de água por gravidade; pequeno tamanho dos poros, fazendo com que a água esteja fortemente retida pelo

que as plantas extraem pouca água, ficando rapidamente murchas. Este problema pode ainda ter origem numa combinação dos três factores referidos (Amálio, 2007).

A maior ou menor disponibilidade de água para as plantas é uma questão de energia potencial da água. A energia potencial da água varia com a situação em que esta se encontra, havendo tendência para que a água se desloque de zonas com potencial mais elevado para zonas de potencial mais baixo, o que corresponde normalmente a um fluxo de água do substrato para a planta e desta para a atmosfera (Ribeiro, 1996).

Existem três tipos de forças que regulam o potencial de água no substrato e consequentemente a sua disponibilidade para as plantas (Rivière, 1995 *cit. in* Correia, 2006):

- Forças de gravidade, devido às diferentes alturas da massa do substrato, que correspondem ao potencial gravitacional (Ψ_g);
- Forças de adesão à fase sólida, ou forças matriciais, correspondentes ao potencial mátrico (Ψ_m);
- Forças osmóticas dependentes da salinidade que correspondem ao potencial osmótico (Ψ_o).

Assim sendo, o potencial hídrico total de um substrato (Ψ) que caracteriza o estado energético da água no meio poroso resulta da soma das três componentes atrás referidas, sendo que as forças matriciais e osmóticas são contrárias à força da gravidade na retenção da água nos poros (Miner, 1994).

A unidade de medição do potencial de água, segundo o Sistema Internacional (S.I.) é o Pascal (Pa). Contudo, é usual utilizar a unidade pF, ou seja do potencial de energia livre, que se pode definir como o logaritmo da altura da coluna de água por parte do solo ou substrato. Essa força pode ainda expressar-se em “cm de água” (Correia, 2006).

Num substrato, a quantidade máxima de água retida por um contentor depois de saturado e deixado a drenar livremente chama-se *capacidade de contentor* (CC). Este conceito é similar à capacidade de campo nos solos. Contudo, no contentor, existe uma quebra de continuidade provocada pela sua configuração que faz com que, mesmo após drenagem, persista na base deste uma camada saturada (figura II.4). Isto faz com que quanto mais pequeno for o contentor, maior será a percentagem de substrato saturado o que influencia a CC (Ribeiro *et al.*, 2001).

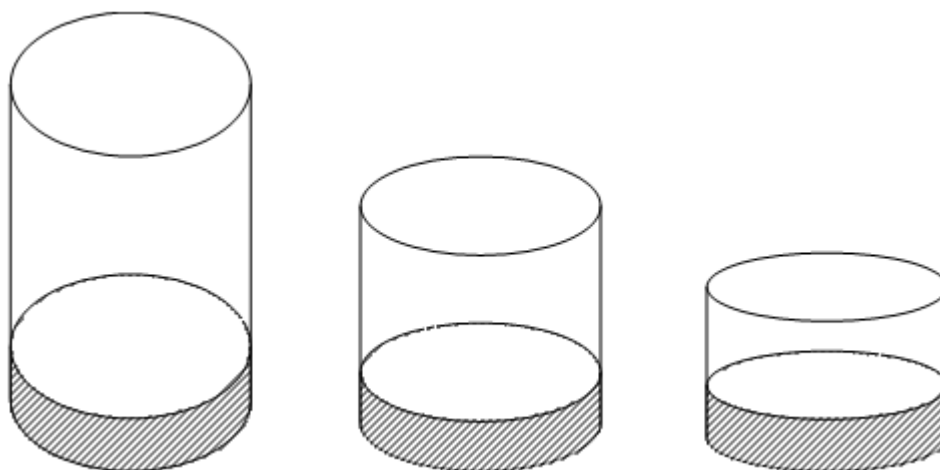


Figura II.3 – Proporção da zona saturada do vaso em função do seu tamanho. Adaptado de: Miner (1994).

Apesar da influência do tipo de contentor, a capacidade de contentor pode ser determinada em laboratório pela determinação do teor de água retido no substrato quando este é submetido a uma força de extracção de 10 cm de água (pF1 ou 1 kPa) (Ribeiro *et al.*, 2001).

Contudo, para quantificar a água que um substrato disponibiliza para as plantas, a CC não é suficiente pois, à medida que o potencial hídrico diminui, a planta tem mais dificuldades em extrair a água de que necessita, até um ponto em que o esforço de extracção é tal que condiciona o seu desenvolvimento. Assim pode considerar-se que nem toda a água existente no substrato está disponível para absorção por parte das plantas (Will e Faust, sem data)

Para quantificar a facilidade com que a água é extraída, considera-se o volume do substrato no contentor dividido em várias componentes que se encontram explicitados de seguida e resumidos na figura II.5.

- **Matéria sólida do substrato (MS):** Representa a fracção sólida do substrato. Corresponde ao volume total menos o volume de poros (Batista e Batista, 2007);
- **Porosidade livre a pF1 (PL):** Corresponde ao volume de poros que se encontra preenchido por ar nas condições de pF1. Na prática são estes poros que contribuem para as trocas gasosas das raízes. Representa a diferença entre a porosidade total e a percentagem de volume de água retida a pF1. Consideram-se valores adequados para este parâmetro 20 a 30% (Ribeiro, 1996);
- **Água facilmente disponível (AFD):** Volume de água perdido pelo substrato quando a força de extracção a que é submetido aumenta de 10 (pF1) para 50 cm (pF1,7 ou 5 kPa). Idealmente o seu valor deverá rondar os 25% do volume do substrato (Mejias e Ruano, 1990);
- **Água de reserva (AR):** Corresponde a um volume de água que, embora continue disponível para as plantas, requer um maior esforço para a sua extracção. Esta água pode ser utilizada pelas plantas em situações de stress. Este volume de água é libertado pelo substrato quando

a força de extracção aumenta de 50 (pF1,7) para 100 cm (pF2 ou 10 kPa) (Ribeiro *et al.*, 2001). O teor óptimo de água de reserva num substrato deve situar-se nos 4 a 10% (Abad *et al.* 1993, *cit in* López, 2005);

- **Água disponível (AD):** Corresponde à soma da água facilmente disponível com a água de reserva. Representa o volume total de água presente no substrato que pode ser absorvido pelas plantas (Ribeiro *et al.*, 2001);
- **Água dificilmente disponível (ADD):** água retida por forças de retenção superiores a pF2. Embora esta água possa na prática ser utilizada pelas plantas, a sua utilização implica elevados gastos energéticos por parte das plantas o que provoca reduções no crescimento (Ribeiro *et al.*, 2001).

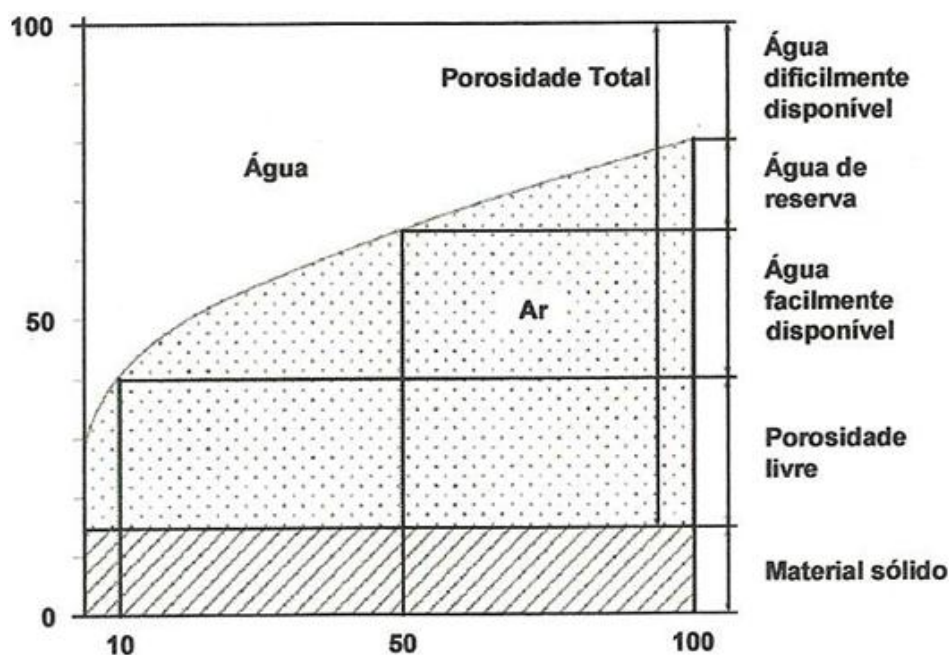


Figura II.5 – Curva de libertação de água de um substrato. Adaptado de: Miner (1994).

II.2.2.4 – Porosidade livre/arejamento

A porosidade livre é um parâmetro muito importante para avaliar a qualidade de um substrato pois é através dos poros que se dão as trocas gasosas com as raízes (López, 2005). Dado que as trocas se dão predominantemente por difusão de gases e que a taxa de difusão de oxigénio através da água é cerca de 10^4 vezes inferior à que ocorre pelo ar, a espessura do filme de água que rodeia as raízes é muito importante. Se o filme de água for impeditivo das trocas gasosas, começa a faltar oxigénio e a acumular-se dióxido de carbono na zona das raízes, tornando-se possível a produção de etileno o que inibe o crescimento das plantas, podendo mesmo provocar a sua murchidão (Batista e Batista, 2007). Nos substratos orgânicos as necessidades de oxigénio serão ainda maiores visto que estes substratos tem uma maior população microbiana do que substratos minerais (López, 2005).

O tamanho dos poros é muito importante no arejamento. Substratos constituídos por materiais muito finos têm poros muito pequenos o que provoca uma retenção excessiva de água, impedindo uma

correcta oxigenação do meio de cultura (Resh, 2001). Pela mesma razão, o substrato deve ser suficientemente estável pois a decomposição das partículas orgânicas torna-as mais pequenas o que ao longo do ciclo cultural também contribui para o problema (Hensley *et al.*, 1997).

Não existindo grande consenso entre vários autores, deve ser tomado como nível mínimo de porosidade livre após saturação e posterior drenagem, segundo Mejias e Ruano (1990) um valor mínimo de 20% do volume do substrato.

Esta falta de acordo entre autores deve-se principalmente a três factores (Ribeiro, 1996):

- Sensibilidades variáveis, entre diferentes espécies de plantas a baixos níveis de arejamento;
- Influência do manejo e de factores ambientais. Em más condições de porosidade livre, um bom controlo de rega pode reduzir parcialmente os efeitos negativos no crescimento ao manter condições aceitáveis de arejamento mesmo em substratos com pouca porosidade livre. A evapotranspiração provoca perdas de água no substrato, aumentando o arejamento;
- Diferentes métodos utilizados na determinação da porosidade livre o que pode conduzir a grandes diferenças nos resultados.

A porosidade livre pode ser manipulada pela mistura correcta de materiais na formulação do substrato. Podem assim ser utilizados materiais que só por si teriam uma baixa porosidade livre com todos os problemas associados. Contudo, é necessário ter em conta que as propriedades físicas de um substrato não são simplesmente a soma das propriedades físicas das matérias-primas que os compõem (Correia, 2006). Torna-se assim muito importante conhecer a granulometria e a forma das partículas dos materiais a utilizar (Ribeiro *et al.*, 2001).

A título de exemplo, Bragg e Chambers (1988, *cit. in* Ribeiro *et al.* 2001), determinaram que a adição de 10% de areia com diâmetro inferior a 1 mm a uma turfa provocou um decréscimo da porosidade livre de 10,1 para 6,4%. Esta tendência manteve-se à medida que maior percentagem de areia era adicionada. Dois factores podem explicar o sucedido: compressão provocada pela elevada densidade da areia, diminuindo o volume total de poros, especialmente os de maior dimensão; redução do tamanho dos macroporos devido ao alojamento de partículas de areia no seu interior, diminuindo a drenagem e o arejamento.

Contudo, os resultados obtidos quando se passa a utilizar no processo areia com dimensão superior a 1 mm são bastante diferentes. Adicionando 10% desta areia, ocorre uma ligeira diminuição da porosidade livre devido à compressão mas com o aumento da percentagem de areia a porosidade livre começa a aumentar. Já a porosidade total sofre uma redução em ambos os casos.

O efeito da forma das partículas faz-se sentir não só no aumento ou diminuição da porosidade livre como também na forma dos poros. Por exemplo, comparando casca de pinho com casca de choupo e lárice de idêntica granulometria verifica-se que a forma de placas da casca de pinho faz com que este material provoque maiores aumentos de porosidade livre do que a casca de choupo e lárice que têm partículas mais filamentosas. Já a lã de rocha e a perlite provocam grandes aumentos na porosidade livre, da mesma ordem de grandeza. A diferença está no tipo de poros formado. As partículas de perlite criam poros em seu redor enquanto que os filamentos de lã de rocha formam

poros no seu interior. Ao contrário da areia, nenhum destes materiais induz compactação no substrato (Ribeiro *et al.*, 2001).

II.2.2.5 – Compactação

Ao longo do ciclo de culturas efectuadas em contentores ocorrem frequentemente fenómenos de compactação que se pode dever a vários factores (Ribeiro *et al.*, 2001):

- Impacto da água de rega sobre o substrato;
- Compactação do substrato provocada pelos operadores ao encher os vasos;
- Diminuição do volume em situações de secagem do substrato (este fenómeno é bastante frequente em materiais orgânicos; certas turfas podem perder até 20% do seu volume e esta perda pode em algumas situações ser irreversível);
- Decomposição de materiais orgânicos pouco estáveis o que origina perdas de rigidez e fibrosidade;
- Segregação de partículas de menores dimensões para o fundo do vaso, provocando o aparecimento de uma zona pouco permeável e mal arejada.

Desde que não comprometa o arejamento, uma compactação moderada pode ter consequências benéficas devido ao aumento do teor de água disponível (Correia, 2006). Contudo, segundo Ribeiro (2001), uma compactação excessiva afecta acentuadamente o crescimento das plantas devido a vários factores:

- Excessiva redução da porosidade livre, levando a situações de má drenagem e asfixia radicular;
- Redução da água disponível para as plantas pois, com a compactação, diminui o volume dos poros responsáveis pela retenção de água o que aumenta as forças de retenção da água pela fase sólida;
- Aumento da concentração de sais devido ao menor volume de substrato. A aplicação de uma mesma quantidade de adubos induz uma maior concentração de sais por unidade de volume de substrato;
- Dificuldade de penetração das raízes devido ao menor diâmetro e maior rigidez dos poros.

II.2.3 – Propriedades biológicas

Muitas vezes, as características físicas e químicas são consideradas como os únicos parâmetros que influenciam o comportamento das plantas no meio de crescimento onde estas estão. No entanto, as propriedades biológicas têm muitas vezes tanta importância no sucesso ou insucesso das culturas como as propriedades físicas e químicas (Batista e Batista, 2007).

II.2.3.1 – Velocidade de decomposição

A decomposição dos substratos resulta da biodegradação da matéria orgânica por microrganismos e é mais conhecida por mineralização. Toda a matéria orgânica acaba por ser mineralizada de forma mais ou menos rápida (Ribeiro *et al.*, 2001). O ambiente que existe no interior das estufas é normalmente bastante favorável à acção dos microrganismos responsáveis pela mineralização (Batista e Batista, 2007; López, 2005).

O processo de mineralização da matéria orgânica pode resultar em deficiências de oxigénio e azoto para as plantas e libertação de substâncias fitotóxicas no substrato. Além disso provoca o encolhimento do substrato, causando uma diminuição do meio de cultura. Assim sendo, a decomposição do substrato no decorrer da cultura constitui um aspecto negativo para o agricultor que deve tomar precauções para minimizar os inconvenientes da mineralização para as plantas. Estas precauções passam por uma boa compostagem do material a utilizar como substrato e o uso de substratos adequados às condições de cultivo, nomeadamente em relação à duração da cultura: se for uma cultura que se prologue por largos períodos de tempo, devem ser utilizados materiais com matéria orgânica muito estável como por exemplo turfa muito fibrosa e casca de árvore moída de textura grosseira; no caso de culturas que façam o seu ciclo num curto espaço de tempo, já se torna viável utilizar materiais menos resistentes à decomposição como turfa de *Sphagnum* ou estrume animal (Batista e Batista, 2007).

As alterações provocadas pela mineralização da matéria orgânica no substrato podem ser resumidas nos seguintes pontos (Ribeiro *et al.*, 2001):

- Diminuição do volume de substrato no contentor e redução de porosidade;
- Aumento do volume de água a pF1;
- Diminuição da porosidade livre a pF1 e diminuição do teor de O₂ na fase gasosa causado pela produção de CO₂, podendo a oxigenação dos substratos tornar-se insuficiente e limitante para a respiração radicular;
- Acumulação temporária de NH₄⁺, especialmente em condições desfavoráveis à nitrificação (pH ácido e baixas temperaturas), o qual para além de fitotóxico, parece aumentar a sensibilidade das plantas a algumas doenças;
- Aumento do pH e da CTC
- Utilização de azoto por parte dos microrganismos o qual fica indisponível para as plantas;
- Aumento da salinidade devido à libertação de grandes quantidades de substâncias em formas solúveis durante a mineralização;
- Aumento da temperatura do substrato;
- Síntese de compostos orgânicos fitotóxicos.

II.2.3.2 – Actividade microbiológica no substrato

Os materiais de natureza inorgânica com a perlite, a vermiculite e a lã de rocha são normalmente considerados como estéreis do ponto de vista microbiológica pois são obtidos através de processos

que recorrem a elevadas temperaturas que esterilizam o meio. Já em relação aos substratos orgânicos, a existência ou não de microrganismos depende da forma como são obtidos e das suas características intrínsecas (nomeadamente o pH). Na generalidade das turfas, devido ao seu baixo pH e às condições de anaerobiose em que elas se formaram, existe uma baixa população microbiana. Quanto a outros substratos orgânicos (cascas de árvores, resíduos vegetais, estrumes, resíduos sólidos urbanos, lamas de ETAR, etc.), mesmo após compostagem, contém elevadas populações de microrganismos (Ribeiro, 2001).

Os microrganismos existentes num substrato podem ser patogénicos, neutros para a cultura ou exercer efeitos benéficos sobre esta. Destes últimos podemos destacar os que intervêm no ciclo dos nutrientes e os que exercem efeitos antagónicos sobre microrganismos patogénicos (Ribeiro, 2001).

II.3 – Fitotoxicidade

Fitotoxicidade pode ser definida como qualquer efeito adverso provocado por uma substância às plantas. Pode manifestar-se como um atraso na germinação de sementes ou inibição do crescimento das plantas por exemplo. A sua avaliação é assim da maior importância quando se utilizam substratos na agricultura (Baumgarten e Spiegel, 2004). As substâncias tóxicas que podem estar presentes num substrato surgem normalmente quando este é composto total ou parcialmente por materiais não devidamente compostados. Como exemplo dessas substâncias temos por exemplo o amoníaco, ácidos alifáticos de cadeia curta ou compostos fenólicos (Batista e Batista, 2007). Outros factores que podem provocar fitotoxicidade para as plantas são o pH e uma elevada concentração de sais (Baumgarten e Spiegel, 2004).

Dada a importância da fitotoxicidade na qualidade de um substrato, é muito importante que esta seja avaliada para evitar potenciais danos provocados na produção vegetal. O método mais comum para avaliar a fitotoxicidade baseia-se em ensaios de germinação utilizando *Lepidium sativum* (Zucconi, 1981).

II.4 – Materiais constituintes dos substratos

II.4.1 – Turfa

A turfa é um material muito utilizado quer em viveiros quer em estufas. É muitas vezes utilizado em misturas com outros materiais para aumentar a retenção de água e diminuir a densidade aparente. (Robbins e Evans, sem data).

Este material tem origem na decomposição lenta de musgos nomeadamente do género *Sphagnum*, plantas herbáceas ou lenhosas em condições propícias à acumulação de biomassa devido a condições de baixo pH e baixo teor de oxigénio que são pouco favoráveis à actividade microbiana (Maher *et al.*, 2008). A turfa proveniente de musgos do género *Sphagnum* é a mais utilizada em agricultura devido às suas propriedades muito favoráveis (Mejias e Ruano, 1990).

Os depósitos naturais de turfa (turfeiras) localizam-se maioritariamente nas regiões sub-árticas e boreais, embora existam alguns depósitos tropicais e subtropicais que permanecem inexplorados (López, 2005).

A grande apetência das turfas como substrato na agricultura deve-se às suas excelentes propriedades. Possui elevada porosidade, bom arejamento e ao mesmo tempo uma elevada capacidade de retenção de água. Tem uma boa estabilidade física quando usada como substrato. O seu pH é baixo, mas é fácil corrigi-lo para valores adequados através da adição de calcário. O teor de nutrientes é variável mas com uma adequada fertirrega é possível fornecer teores adequados de nutrientes às plantas. A existência de um complexo de troca também facilita o fornecimento de nutrientes às plantas pois evita que estes se percam por lixiviação. Em termos biológicos, é praticamente livre de patogénios embora possa conduzir ao seu rápido desenvolvimento ao longo do ciclo cultural. A baixa densidade aparente da turfa torna o seu transporte relativamente barato (Maher *et al.*, 2008).

Apesar de as suas propriedades serem normalmente vantajosas, para tirar o máximo proveito das turfas, deve ter sido em conta que as propriedades variam bastante. Estas variações estão relacionadas com a composição botânica, as condições de formação, a grau de decomposição o procedimento utilizado na extracção, o tamanho das partículas e o nível de nutrientes.

Apesar das qualidades atribuídas a este material, a continuação do seu uso no futuro está condicionada pois a perda de material das turfeiras, por decomposição natural ou consumo humano para uso na agricultura ou produção de energia excede largamente a sua reposição, o que torna a exploração deste material não sustentável a longo prazo (López, 2005). Para além da não sustentabilidade do consumo de turfa, existem ainda as questões ambientais associadas ao uso da turfa como por exemplo a biodiversidade associada às turfeiras que é severamente afectada pela exploração destas. Existe ainda o problema associado ao sequestro de carbono, dado que as turfeiras acumulam vastas quantidades deste elemento e a decomposição da turfa utilizada liberta dióxido de carbono para a atmosfera, contribuindo para o efeito de estufa (Alexander *et al.*, 2008).

Tendo em conta os problemas associados à utilização da turfa, verifica-se, a nível global uma tendência para encontrar materiais que a substituam. Tomando como exemplo Inglaterra, já existe neste país uma forte consciencialização sobre os problemas associados ao uso da turfa. Como tal, a par de incentivos à substituição da turfa por materiais alternativos, já está prevista uma proibição gradual do seu uso em vários sectores: o sector público prevê a cessação do uso de turfa já a partir de 2015; em 2020 este material será proibido no mercado amador de jardinagem; em 2030 será proibida no mercado profissional (Anónimo, 2010)

II.4.2 – Fibra de coco

A fibra de coco é constituída pelo mesocarpo fibroso do coco. Esta é processada para obter as fibras maiores que serão utilizadas em cordas e outros produtos. Este processo gera fibras mais pequenas e pó que constituem um resíduo com elevado interesse como substrato (López, 2005). Os países que

mais exportam fibra de coco são o Sri Lanka, Índia, Filipinas, México e Costa Rica (Robbins e Evans, sem data).

Devido aos já referidos problemas do uso da turfa como substrato, a fibra de coco apresenta-se como um bom substituto daquela pois, embora com maior variabilidade, apresenta características físicas idênticas à turfa e características químicas, não muito parecidas às da turfa, mas também adequadas ao cultivo de muitas espécies (Correia, 2006).

Por ter origem em zonas geograficamente distintas, a fibra de coco pode apresentar propriedades físicas e químicas muito díspares. O maior problema é o teor de sais (Robbins e Evans, sem data). O teor de sais pode ser elevado por várias razões: as plantações de coqueiros são perto do mar ou a lavagem das fibras no processo de obtenção das maiores é por vezes feito com águas salobras. Quando isto acontece, o material tem de ser lixiviado para diminuir a salinidade. De início, esta lavagem era feita apenas com água. Depois verificou-se que algum sódio se encontrava no complexo de troca pelo que se passou a fazer a lavagem com água que continha um catião, normalmente nitrato de cálcio o que permite uma maior redução do teor de sódio da fibra de coco. As propriedades físicas também variam, estando relacionadas com a dimensão das partículas que é controlada quando o material é triturado durante o processamento (Maher *et al.*, 2008).

O pH da fibra de coco varia entre 5,5 e 6,8. O teor de nutrientes disponíveis é geralmente baixo, sendo de assinalar quantidades relevantes de fósforo (6 a 60 ppm) e de potássio (170 a 600 ppm). Uma característica interessante da fibra de coco em relação à turfa é o maior conteúdo da fibra em lenhina e celulose o que a torna mais resistente à decomposição por microrganismos. Outro ponto importante é que a fibra de coco é mais fácil de tornar a humedecer depois de seca do que a turfa (Robbins e Evans, sem data).

II.4.3 – Estrume de galinha

O valor do estrume como fonte de nutrientes para as plantas é reconhecido desde há muito pelo Homem. Exemplo disso é o estrume de galináceos que em relação a estrumes provenientes de outros animais contem duas a três vezes mais azoto, três a cinco vezes mais fósforo e quantidades idênticas de potássio. Além do valor nutritivo, o estrume de galinha tem ainda efeitos positivos sobre a capacidade de retenção de água e sobre a capacidade de troca catiónica (McCall, 1980). Quanto ao pH, este ronda normalmente a neutralidade pelo que não trás demasiadas restrições ao seu uso (Chastain *et al.*, sem data). Já a condutividade eléctrica, muito devido ao elevado conteúdo deste estrume em nutrientes é muito elevada, limitando as quantidades a utilizar.

A quantidade e as características do estrume produzido variam em função de factores como a espécie, a idade dos animais e a sua alimentação. Contudo, no caso das galinhas, pode situar-se a produtividade diária de 1000 aves entre os 120 kg (galinhas poedeiras) e 80 kg para frangos de engorda (Williams *et al.*, 1999). Este material pode ser um poluente, se não for gerido correctamente ou bastante benéfico visto que pode ser utilizado para complementar a fertilização ou para fazer parte da formulação de um substrato.

Apesar das referidas variações, podem ser apresentados valores médios para o teor de nutrientes neste estrume que serão apresentados nos seguintes quadros:

Quadro II.4 – Teores médios de macronutrientes principais quantidade de matéria seca e matéria orgânica em kg t⁻¹ de estrume não compostado de galinhas poedeiras e frangos de engorda.

	Matéria seca	Matéria orgânica	Azoto total (N)	Azoto disponível (N)	P ₂ O ₅	K ₂ O
Poedeiras (bateria com tapete)	300	200	14	7,0 – 9,8	11	6
Frangos de engorda	650	440	40	16 – 24	18	14

Fonte: INIAP, 2006.

Em relação aos nutrientes é importante referir que estes se encontram em formas orgânicas e inorgânicas, sendo que estas não estão imediatamente disponíveis para as plantas (Chastain *et al.*, sem data). Além disso, durante a compostagem, muito importante para a estabilização do estrume, ocorrem perdas de nutrientes quer por lixiviação, quer por volatilização como é o caso das perdas de azoto sob a forma de amoníaco (INIAP, 2006).

II.5 – Caracterização das plantas aromáticas

As plantas aromáticas têm origem, em grande parte, em zonas à volta da bacia do mediterrâneo. Como tal, tem de estar adaptadas a um clima que se caracteriza por ter a estação das chuvas associada à estação fria. Os Invernos do clima Mediterrânico são amenos e os Verões quentes e secos.

Sendo assim, neste clima, o Verão é uma estação adversa ao crescimento vegetal devida às temperaturas elevadas, intensa radiação solar e elevado défice hídrico. O inverno é também pouco favorável devido às baixas temperaturas e fraca intensidade da radiação solar (Calvão, 2001).

Uma outra importante característica deste clima é que as chuvadas são geralmente de curta duração mas muito intensas, tendo um grande poder de erosão. Este processo, aliado paisagens constituídas por encostas e vales com fortes declives, conduz a solos finos ou muitas vezes esqueléticos, pouco férteis, muitas vezes deficientes em azoto e fósforo (Calvão, 2001).

Tendo em conta as características de clima e solo das zonas onde de onde a maioria destas plantas são originárias, estas são constituídas maioritariamente por (Calvão, 2001):

- Plantas anuais que completam o seu ciclo entre o Outono e a Primavera, conseguindo assim evitar o Verão;
- Arbustos e árvores esclerófilas perenifólias resistentes à falta de água no Verão.

As principais formas que estas plantas encontram para resistir às adversidades do clima e do solo são (Calvão, 2001):

- Grande profundidade e dispersão radial atingida pelas raízes de arbustos e árvores para explorarem um maior volume de solo;
- Arbustos que possuem muitas vezes ramos duros e erectos para facilitar o escoamento da água das chuvas ao longo do tronco e a sua concentração e posterior infiltração no solo, na base das plantas;
- Modificações nas raízes como pêlos abundantes, grupos densos de pequenas raízes à superfície do solo, em contacto com água e a manta morta em decomposição, associações com micorrizas e relações simbióticas com organismos fixadores de azoto;
- Óleos aromáticos a revestir as folhas que evaporam durante o Verão, constituindo uma resistência adicional ao movimento do vapor de água, juntamente com a resistência cuticular.

II.6 – Produção de plantas aromáticas em vaso

As plantas aromáticas podem ser produzidas para extracção de óleo que é utilizado como anticéptico, na indústria cosmética e em aromaterapia, para uso como plantas ornamentais, ou ainda para fins culinários, medicinais e religiosos (Nuñoz, 2002).

Quando produzidas em vaso, estas plantas tem de apresentar elevada qualidade para que se tornem apetecíveis ao consumidor. Essa qualidade manifesta-se sobretudo nas folhas que devem estar verdes e ter uma cor viva e no aroma que as caracteriza e que deve estar sempre presente (Amálio, 2007).

O controlo da rega é de extrema importância pois estas plantas estão habituadas a condições de secura. É assim importante evitar as regas nos períodos de maior calor. O substrato utilizado deve permitir que se regue pelo início da manhã e no fim da tarde. Deve ainda permitir uma boa drenagem e um bom arejamento para que a planta se mantenha saudável. As adubações devem ser pouco abundantes, também devido às características das plantas (Amálio, 2007).

II.7 – Plantas utilizadas nos ensaios

II.7.1 – Estragão

O estragão francês (*Artemisia Dracunculus L.*) é uma Asterácea condimentar. É uma planta aromática perene originária do sul da Europa e sudoeste da Ásia. As suas folhas são utilizadas como condimento, frescas ou secas para dar um sabor picante e amargo (Almeida, 2006).

É uma planta lenhosa, vivaz, com caules verticais, finos e ramificados, que podem alcançar um metro de altura (Nuñez, 2002). Esta planta adapta-se a zonas com temperaturas médias entre os 7 e os 17 °C e precipitações anuais de 300 a 1330 mm. Prefere climas temperados-quentes e relativamente secos. Os solos devem ser bem drenados com pH a variar entre 5,5 e 7,5, sendo de evitar solos argilosos, frios e demasiado húmidos (Almeida, 2006).

Raramente dá semente, especialmente em climas mais frescos pelo que tem de ser propagado vegetativamente por divisão de touças ou estacaria caulinar (Allardice *et al.*, 2009). É assim muito importante o uso de plantas sãs de bom porte, que dêem rendimento e qualidade (Nuñez, 2002). A plantação ao ar livre é normalmente feita na Primavera em compassos de 40-50x30 cm e a cultura mantêm-se em produção por 3 ou 4 anos (Almeida, 2006). Uma rega logo após a plantação é bastante vantajosa pois facilita o enraizamento (Nuñez, 2002).

A fertilização da cultura para colheita de folhas passa por uma aplicação durante a preparação do terreno de 30 a 50 t de matéria orgânica. Como fertilização anual e embora possa variar conforme o solo e outros factores, é normal a aplicação de 75 kg ha⁻¹ de N, 80 kg ha⁻¹ de P₂O₅ e 120 kg ha⁻¹ de K₂O. Após cada corte é conveniente adicionar mais 30 kg ha⁻¹ azoto, preferencialmente sob a forma de nitrato de cálcio (Nuñez, 2002).

A colheita é feita no Verão e início do Outono, sendo efectuada uma única colheita no primeiro ano e duas nos anos seguintes, sendo a segunda colheita destinada à destilação (Nuñez, 2002).

O estragão é susceptível a nemátodos e várias doenças fúngicas nas folhas, nomeadamente ferrugem (Allardice *et al.*, 2009). Pode também ser atacado por um insecto lepidoptero que provoca enrolamento das folhas do vértice. A ferrugem aparece principalmente nos meses de Julho e Agosto, sendo favorecida pelo calor e humidade. Tratamentos à base de cobre, preventivos ou curativos podem impedir o desenvolvimento desta doença. Os primeiros sintomas da presença de nemátodes são folhas prematuramente amarelecidas. Esta praga pode apenas ser combatida com medidas culturais como o uso de material de propagação de qualidade e a plantação em terrenos ou substratos livres de nemátodes. Uma boa prática cultural passa por eliminar ramos doentes ao longo do ciclo. No início do Inverno é bom cortar os caules e as folhas pois ajuda a planta a suportar o frio e proporciona a manutenção de um bom estado sanitário (Nuñez, 2002).

II.7.2 – Tomilho

O género *Thymus*, com cerca de 200 espécies é um dos maiores dentro da família das Lamiáceas. O principal tomilho cultivado é a espécie *Thymus vulgaris*, muito usado como condimento (Almeida, 2006). A sua origem situa-se na costa mediterrânica ocidental nomeadamente no sul da Península Ibérica (Nuñez, 2002).

É uma planta vivaz, lenhosa, muito polimórfica e que atinge 10 a 40 cm de altura. Produz vários caules erectos e compactos. A floração dá-se a partir de Março. É originário dos países da costa mediterrânica ocidental. Adapta-se a climas temperados, temperados-quentes e de montanha. Pode viver em altitudes que vão desde os 0 aos 1800 metros. Resiste bem a geadas e secas mas não ao encharcamento ou ambiente húmido. As zonas onde se encontra são normalmente secas e ensolaradas, com solos calcários e argilosos, embora também se adapte a solos mais arenosos (Nuñez, 2002).

A propagação pode ser feita por estacas caulinares, divisão de touças ou por semente. As estacas caulinares devem ser obtidas no terço médio e superior dos ramos da planta mãe e preparadas com 6 cm de comprimento e um tufo de folhas na ponta. A sementeira é normalmente efectuada em viveiro, na Primavera e a transplantação feita quando as plantas atingem uma altura de 6 a 10 cm (Almeida, 2006). A propagação por semente é normalmente feita nas condições referidas mas pode também, segundo Rey e Saez (2002) ser feita em sementeira directa em Setembro, o que pode trazer vantagens principalmente ao nível da resistência ao frio que se vê um pouco aumentada. Contudo, esta técnica só é viável em solos bem preparados e uniformes. Em cultura intensiva, as plantas devem ser renovadas ao fim de 3 ou 4 anos (Almeida, 2006).

A fertilização numa cultura intensiva passa por fornecer anualmente à cultura cerca de 80 kg ha⁻¹ de N, 60 kg ha⁻¹ de P₂O₅ e 120 kg ha⁻¹ de K₂O (Almeida, 2006). Antes da plantação é vantajoso a aplicação de 15 a 20 t de estrume bem compostado (Moré *et al.* 2010).

Conforme o destino da produção, a colheita do tomilho é feita antes ou após a floração. Se o objectivo for a colheita para uso condimentar, são colhidos os rebentos antes da floração para obter uma proporção folhas/caules superior a 50%. Se o objectivo for a produção de óleo essencial, é preferível a colheita durante a máxima floração para maior rendimento em óleo (Venskutonis, 2002).

Em termos de pragas e doenças, o único problema a registar é a susceptibilidade a nemátodes, principalmente do género *Meloidogyne*. A sua presença é detectada através do amarelecimento das folhas e alguns ramos na parte superior. A planta acaba por morrer. Esta praga pode ser combatida com recurso a desinfecções do solo (não permitidas em modo de produção biológico) ou medidas culturais que passam por trabalhar com plantas sãs e não cultivar em solos onde se saiba que esta praga está presente (Nuñez, 2002).

Dado que as plantas têm um crescimento bastante lento no período inicial, é boa prática, quando as plantas atingem cerca de 12 cm de altura, cortar as pontas dos ramos a 2 ou 3 cm do topo. Isto encoraja a ramificação e o crescimento da planta. Apesar de a planta ser resistente a Invernos frios, inclusive geadas, se a cultura for feita em zonas onde se forme gelo ou neve no Inverno, é vantajoso

cobrir as plantas com um *mulch* quando o solo começar a gelar para proteger as plantas e retirar-lo assim que o gelo derreter (Shores, 1999).

II.7.3 – Alfazema

A alfazema (*Lavandula angustifolia*) é a espécie mais cultivada do género *Lavanduloideae* que inclui cerca de 20 espécies. É originária da parte ocidental da bacia mediterrânica. Tem diversas utilizações, desde a perfumaria ao óleo essencial, passando pelo uso culinário (Almeida, 2006).

L. angustifolia cresce naturalmente em zonas com altitudes de 500 a 1500 metros mas pode ser cultivada numa variedade de condições. É uma planta subarborescente de caule lenhoso que atinge uma altura máxima de 70 cm. A floração dá-se na extremidade dos caules. Existem várias variedades, que se podem dividir em anãs, médio porte e altas (Allardice *et al.*, 2009). É tolerante ao frio e ao calor, tolerando mesmo geadas moderadas e pouco persistentes. Adapta-se bem à falta de água, embora com perda de produtividade. Também resiste a condições de elevada humidade relativa. É exigente em luminosidade. No cultivo desta planta devem ser evitados solos ácidos, compactos e com má drenagem. Esta planta é calcícola, podendo ser cultivada em solos esqueléticos, pedregosos e pouco férteis (Almeida, 2006).

As alfazemas podem ser propagadas por semente ou estacas caulinares. Na propagação por semente, as plantas são semeadas na Primavera ou Outono, conforme a severidade dos Invernos na região. A sementeira é normalmente feita em viveiro, sendo as plantas produzidas plantadas no campo ao fim de um ano. Pode também, embora seja menos frequente, ser realizada sementeira directa. Na propagação por estaca caular a planta é cortada à altura do solo e são cortadas estacas lenhosas com 10 a 15 cm e um ou dois olhos que são plantados em viveiro, normalmente na Primavera, por um ano. Podem também ser utilizadas estacas verdes, embora seja um processo mais delicado que exige o uso de hormonas de crescimento e rega por nebulização. Uma plantação de *L. angustifolia* pode manter-se em produção por 15 ou 20 anos (Lis-Balchin, 2002). A colheita é efectuada quando a metade superior das espigas está aberta o que acontece de Junho a meados de Agosto conforme a altitude (Moré *et al.* 2010).

Em termos de fertilização é vantajoso aplicar 15 a 20 t de estrume bem compostado antes da plantação (Moré *et al.* 2010). A fertilização da cultura de alfazemas, mesmo em terrenos pobres, deve ser pouco abundante. Pode ser tomada como referencia a aplicação em adubação de fundo de 50 kg ha⁻¹ de N, 50 kg ha⁻¹ de P₂O₅ e 50 kg ha⁻¹ de K₂O. Anualmente deve ser dada uma adubação de cobertura com azoto amoniacal no início da Primavera que será incorporado com a precipitação, estando a cultura em condições de sequeiro (Almeida, 2006).

As várias doenças e pragas que afectam esta cultura podem reduzir o seu tempo de produção normal para três anos. Vários fungos e insectos podem atacar esta planta, sendo os mais importantes o fungo *Armillaria mellea* que provoca podridões nas raízes e as larvas do insecto *Thomasiniana lavandulae* que se alimentam debaixo da casca, causando danos nos ramos (Lis-Balchin, 2002). A replantação é outro grave problema pois, ao intensificar a incidência dos problemas atrás referidos, torna impossível

manter a cultura em produção por mais de 10 anos, sendo aconselhável não replantar durante um período de 4 a 6 anos (Nuñez, 2002).

II.7.4 – Alecrim

O Alecrim (*Rosmarinus officinalis* L.) pertence à família das Lamiáceas. É cultivada pelas suas extremidades em flor e pelas folhas, podendo ser utilizada para uma variedade de fins desde medicinais a condimentares passando por ornamentais e aromáticos (Almeida, 2006; Nuñez, 2002).

Esta aromática é originária da costa Mediterrânica. Cresce em solos calcários desde a costa até altitudes de 1500 metros. Requer um clima temperado a quente com muita luminosidade e precipitações entre os 280 a 600 mm anuais. O solo deve ser ligeiro e bem drenado. Não resiste bem a vento nem geadas (Moré *et al.* 2010). Forma um arbusto que pode atingir até 2 metros de altura (Almeida, 2006). Existem várias variedades desta espécie que são normalmente agrupadas em duas classes conforme o crescimento seja vertical ou prostrado, sendo as variedades de crescimento vertical mais apetecíveis aos agricultores pois são de cultivo mais fácil (Shores, 1999).

A propagação pode ser feita por semente ou vegetativamente, por estacas caulinares ou por divisão de pés. Na propagação por semente, a sementeira é efectuada em viveiro na Primavera. A germinação é frequentemente irregular e escalonada o que se pode dever a uma dormência das semente difícil de quebrar. A estacaria caular proporciona uma forma mais rápida e segura de propagação. São cortados caules com 15 cm, bem desenvolvidos que são enterrados até meia altura. O enraizamento dá-se nos dois meses seguintes. A plantação definitiva é feita no Outono ou na Primavera seguinte. A propagação por divisão de pés é também possível, embora seja muito raramente utilizada (Nuñez, 2002). Em cultura intensiva as plantas mantêm-se em produção entre 5 a 15 anos (Almeida, 2006).

Na fertilização é vantajoso aplicar 30 a 50 t de estrume bem compostado antes da plantação. A fertilização anual a aplicar situa-se nos 60-80 kg ha⁻¹ de N, 60-80 kg ha⁻¹ de P₂O₅ e 80-100 kg ha⁻¹ de K₂O (Nuñez, 2002).

Para manter a cultura em produção é preciso cortar os ramos para que rebentem e produzam ramos herbáceos do ano que serão colhidos. A colheita de folhas para condimento é feita após a floração entre Março e Maio, com possibilidade de uma segunda colheita no final do Verão se a cultura for regada e o clima favorável. A colheita para óleo essencial é feita na plena floração para maior rendimento em óleo (Almeida, 2006).

O alecrim pode ser atacado por nemátodes que são detectados pelo amarelecimento de algumas folhas, embora este amarelecimento se deva normalmente ao frio. Pode também ser atacado pelo insecto coleóptero *Chrisomella americana* (Nuñez, 2002).

II.7.5 – Santolina

A santolina (*Santolina chamaecyparissus*) faz parte da família das Asteráceas. É uma planta aromática originária dos países à volta do Mediterrâneo. É cultivada como ornamental, pela sua fragrância agradável mas também pelas folhas e flores que são usadas como condimento. (Fern, 2011)

Esta planta forma pequenos arbustos arredondados que podem crescer até um metro de altura. Cresce em zonas quentes e com boa exposição solar, não resistindo a Invernos frios. Existem várias variedades desta planta, das quais se destaca “Lemon Queen”. Quanto aos solos, prefere solos arenosos ou limosos, bem drenados, calcários e com pH neutro ou alcalino. É tolerante à seca e prefere mesmo solos secos ou com pouca humidade. Toler a exposição marítima (Fern, 2011).

A propagação pode ser feita por semente ou por estaca. Quando propagadas por semente, as plantas são semeadas em viveiro na estufa na Primavera. Após um ano na estufa, são plantadas no local definitivo na Primavera seguinte. Na propagação por estaca, são cortadas estacas de lançamentos laterais com 5 a 8 cm de comprimento que são postas a enraizar em viveiro nos meses de Julho e Agosto. Estas estacas começam a criar raízes ao fim de duas semanas e a plantação pode em local definitivo é feita na Primavera seguinte (Fern, 2011).

III – Material e Métodos

III.1 – Caracterização dos conjuntos de substratos utilizados

Os substratos analisados foram preparados a partir de turfa loira não fertilizada, fibra de coco e estrume de galinha proveniente de agricultura biológica crivado com malha de 1 cm. No terceiro ensaio foi também utilizado um vertissolo. Estes materiais foram misturados em diversas proporções consideradas adequadas de forma a serem analisados em diversos parâmetros. Como termo de comparação com as misturas realizadas foi utilizado um substrato comercial autorizado em agricultura biológica.

III.1.1 – Composição dos conjuntos de substratos criados

Ao longo deste trabalho foram criados quatro conjuntos de substratos cuja composição se resume de seguida:

Conjunto 1: Este conjunto de substratos (quadro III.1) tem como base turfa não fertilizada e quantidades crescentes de estrume de galinha, tendo o primeiro substrato só turfa (T100) e o penúltimo metade turfa e metade estrume (T50).

Quadro III.1 – Percentagem em volume dos materiais constituintes do primeiro conjunto de substratos utilizados.

Modalidade	Turfa (T) %	Estrume %
T100	100	0
T90	90	10
T80	80	20
T70	70	30
T60	60	40
T50	50	50
SC	Substrato comercial	

Conjunto 2: Este conjunto de substratos (quadro III.2) tem como base fibra de coco e quantidades crescentes de estrume de galinha, tendo o primeiro substrato só fibra de coco (F100) e o último metade fibra de coco e metade estrume (F50).

Quadro III.2 – Percentagem em volume dos materiais constituintes do segundo conjunto de substratos utilizados.

Modalidade	Fibra de coco (F) %	Estrume %
F100	100	0
F90	90	10
F80	80	20
F70	70	30
F60	60	40
F50	50	50

Conjunto 3: Este conjunto de substratos (quadro III.3) pode ser dividido em três subconjuntos: um que tem como base fibra de coco e quantidades crescentes de estrume entre 0 e 20% (S1 a S4); um que tem como base turfa e quantidades crescentes de estrume entre 0 e 20% (S5 a S8); e S9 que representa um substrato comercial autorizado para uso em agricultura biológica.

Quadro III.3 – Percentagem em volume dos materiais constituintes do terceiro conjunto de substratos utilizados.

Modalidade	Fibra de coco %	Turfa %	Estrume %
S1	100	0	0
S2	95	0	5
S3	90	0	10
S4	80	0	20
S5	0	100	0
S6	0	95	5
S7	0	90	10
S8	0	80	20
S9	Substrato comercial		

Conjunto 4: Este conjunto de substratos (quadro III.4) pode ser dividido em três subconjuntos: O primeiro (A) que representa um substrato comercial autorizado em agricultura biológica; o segundo (B a F) que tem em todos os substratos uma quantidade fixa de estrume de galinha (5%) e diferentes proporções de fibra de coco e turfa; e o substrato G que é composto por 5% de estrume, 5% de solo da tapada e porções iguais de fibra de coco e turfa.

Quadro III.4 – Percentagem em volume dos materiais constituintes do quarto conjunto de substratos utilizados.

Modalidade	Fibra de Coco	Turfa	Estrume	Vertissolo
A	Substrato comercial			
B	95	0	5	0
C	63.3	31.6	5	0
D	47.5	47.5	5	0
E	31.6	63.3	5	0
F	0	95	5	0
G	45	45	5	5

Nota: o substrato S9 e o substrato A representam ambos o substrato comercial, tendo sido incluídos em 2 conjuntos como termo de referência para os outros substratos.

III.1.2 – Modo de preparação dos substratos

Os primeiros dois conjuntos de substratos foram preparados no laboratório. Foi utilizado um copo que era cheio com o material, batido três vezes para compactar ligeiramente e atestado até à borda. Posteriormente o material era deitado num alguidar. As proporções eram estabelecidas em termos de volume que era medido pelo número de copos cheios com material. Quando todo o material da mistura era posto no alguidar, era homogeneizado manualmente e guardado num saco de plástico fechado.

Os conjuntos 3 e 4 foram preparados no horto do ISA numa escala um pouco maior pois era necessário material não só para as análises laboratoriais mas também para instalar ensaios com plantas. Sendo assim, a medida utilizada foi um caneco e a homogeneização foi feita numa celha. Para tornar as proporções de cada modalidade mais homogêneas, calculou-se a densidade de cada um dos materiais utilizados quando sujeitos a uma ligeira compactação, semelhante àquela que sofrem quando são colocadas nos vasos para a sementeira ou plantação.

III.1.3 – Preparação dos substratos para análise e métodos de análise

Antes de mais importa referir o número de repetições utilizado em cada conjunto de substratos a analisar. Sendo assim, nos conjuntos 1, 3 e 4 foram efectuadas quatro repetições por modalidade. No conjunto 2 foram efectuadas três repetições por modalidade.

Para cada amostra começou por se preparar num frasco um extracto na proporção 1:5. Foi utilizado um copo de 50 ml (que até ao rebordo tem uma capacidade de 70 ml) e, para uniformizar o método de enchimento, este levava substrato até meio, era compactado três vezes com um peso preparado para o efeito, levava substrato até à marca dos 50 ml, era novamente compactado com o peso e finalmente cheio até ao rebordo. O substrato era depois colocado no frasco com o auxílio de um funil largo. Para que o extracto ficasse com uma proporção de 1:5, a cada frasco eram adicionados 350 ml de água desionizada

Os frascos foram depois colocados no agitador uma hora para uniformizar o extracto. De seguida foi lido o pH directamente do frasco com o extracto. Quanto à condutividade eléctrica, esta foi lida no primeiro conjunto após filtragem e nos outros conjuntos directamente a partir dos frascos com o extracto pois verificou-se que não havia interferência das partículas flutuantes.

Nos conjuntos 3 e 4, após a leitura do pH e condutividade, o extracto foi centrifugado e filtrado com filtro de banda branca para outros frascos. O líquido filtrado serviu para as análises aos elementos minerais.

Foi retirada directamente do líquido filtrado uma porção para tubos de plástico que foram postos a congelar e posteriormente medido o teor de azoto no autoanalisador de fluxo segmentado. Para os restantes elementos, foram medidos de cada frasco 50 ml para cápsulas, previamente calcinadas durante 30 minutos na mufla a 550 °C, que ficaram a evaporar uma noite (de forma a secar todo o liquido). De seguida, as cápsulas foram postas na mufla por cinco horas a 550 °C para calcinar a matéria orgânica. As amostras calcinadas foram sujeitas a ataque com HCl 3N na placa de aquecimento. O líquido das cápsulas foi filtrado para balões de 50 ml, lavando as cápsulas com água destilada quente. Quando o conteúdo dos balões arrefeceu, estes foram atestados até à marca.

A determinação do teor de fósforo foi feita por espectrofotometria de absorção molecular pelo método do vanadato-molibdato de amónio.

Os elementos sódio, potássio, cálcio, magnésio, cobre, ferro, zinco e manganês foram determinados no espectrofotometria de absorção atómica.

III.2 – Caracterização dos ensaios realizados

III.2.1 – Primeiro ensaio

Neste primeiro ensaio, foram utilizados os conjuntos de substratos 1 e 2. Estes substratos foram apenas submetidos a análises laboratoriais para determinar o pH e a condutividade. Estes ensaios foram exploratórios, tendo servido principalmente para determinar o efeito do aumento da concentração de estrume de galinha nos parâmetros analisados.

III.2.2 – Segundo ensaio

Neste ensaio foi utilizado o conjunto de substratos 3, correspondendo a nove modalidades que foram submetidos a análises laboratoriais para determinar o pH, a condutividade e os elementos minerais azoto, fósforo, sódio, potássio, cálcio, magnésio, cobre, ferro, zinco e manganês. Foram ainda utilizados num ensaio com plantas que serviu principalmente para determinar qual a quantidade máxima de estrume de galinha que não afecta negativamente o crescimento das plantas.

III.2.2.1 – Equipamento, substratos e plantas utilizadas

O ensaio com plantas foi realizado na estufa do produtor, em Aljubarrota. Foram utilizadas quatro espécies de plantas aromáticas, duas propagadas por semente (*Petroselinum crispum* var. *neapolitanum* e *Thymus vulgaris*) e duas propagadas por estaca (*Artemisia dracunculus* e *Rosmarinus officinalis*). O substrato S9 (substrato comercial) funcionou como referência para os outros que, idealmente dariam às plantas condições de desenvolvimento semelhantes a este substrato. As estacas vinham do viveiro em tabuleiros com alvéolos, já enraizadas e prontas a plantar. Os vasos utilizados tinham uma altura de 8 cm, 8 cm de diâmetro e um volume de 260 cm³.

III.2.2.2 – Instalação das plantas

Este ensaio foi instalado no dia 08/12/2010. Os vasos foram cheios com substrato ligeiramente compactado, simulando o máximo possível a compactação praticada pelo produtor. Na salsa e no tomilho, foram postas em cada vaso cerca de 10 sementes, tendo sido tapadas com uma camada de vermiculite. O estragão e o alecrim, foram transplantados. Para cada modalidade foram realizadas 4 repetições.

III.2.2.3 – Rega e nutrição das plantas

A rega das plantas foi assegurada pelo sistema de aspersores instalado na estufa e a dotação ficou a cargo do produtor. A nutrição ficou igualmente a cargo do produtor.

III.2.2.4 – Parâmetros analisados nas plantas

As plantas deste ensaio foram colhidas no dia 16/02/2011, tendo passado 10 semanas desde a sua instalação. No dia anterior as plantas de *Petroselinum crispum* var. *neapolitanum* e *Thymus vulgaris* foram classificadas qualitativamente em relação ao seu estado. Foram classificadas como “Não germinadas”, “Mal germinadas” e “Bem germinadas”. A parte aérea foi cortada ao nível do substrato e foi imediatamente pesada. Depois cada planta foi posta na estufa a 55 °C dentro de caixas de papel vegetal durante 48 horas após as quais foi registado o peso seco.

III.2.3 – Terceiro ensaio

Neste ensaio foi utilizado o conjunto de substratos 4, correspondentes a sete modalidades que foram submetidos a análises laboratoriais para determinar o pH, a condutividade e os elementos minerais azoto, fósforo, sódio, potássio, cálcio, magnésio, cobre, ferro, zinco e manganês. Foram ainda utilizados num ensaio com plantas que serviu principalmente para determinar qual o comportamento das plantas perante as várias misturas de substratos e qual o substrato que oferece melhores condições de desenvolvimento para as plantas.

III.2.3.1 – Equipamento, substratos e plantas utilizadas

O ensaio com plantas foi realizado na estufa do horto do Instituto Superior de Agronomia (ISA). Foram utilizadas cinco espécies de plantas aromáticas, todas propagadas por estaca (*Thymus vulgaris compacta*, *Santolina chamaecyparissus*, *Artemisia dracunculus*, *Rosmarinus officinalis* e *Lavandula angustifolia*). O substrato A (substrato comercial) funcionou como referência. As estacas vinham do viveiro em tabuleiros com alvéolos, já enraizadas e prontas a plantar. Os vasos utilizados tinham uma altura de 7 cm, 10 cm de diâmetro e um volume de 380 cm³.

III.2.3.2 – Instalação das plantas

O ensaio foi instalado no dia 25/02/2001. Os vasos foram cheios com substrato e ligeiramente compactados, simulando o máximo possível a compactação praticada pelo produtor. Para cada vaso foi transplantada uma planta e foram realizadas 4 repetições por modalidade. Os vasos foram depois colocados dentro de tabuleiros que foram postos nas placas rotativas das estufas. Para evitar diferenças devido a factores ambientais, nomeadamente a exposição solar, cada placa sofria todos os dias uma rotação de um quarto de volta e cada conjunto de quatro placas sofria uma rotação de um quarto de volta uma vez por semana.

III.2.3.3 – Rega e nutrição das plantas

A rega foi feita maioritariamente por ascensão capilar. Os vasos foram colocados dentro de tabuleiros, os quais eram alagados para que a água fosse absorvida pelo substrato por ascensão capilar. Este método tem como vantagens evitar o escoamento de água dos vasos e a lixiviação de nutrientes. Para além disso, como a parte aérea das plantas não é molhada, diminui-se o risco de doenças criptogâmicas (Correia, 2006). Nas primeiras semanas após a instalação das plantas, como estas ainda consumiam pouca água e a temperatura ambiente era baixa, algumas das regas foram feitas por aspersão com um pulverizador para possibilitar mais regas com menores dotações e assim maior uniformidade na humidade dos substratos. A avaliação da necessidade ou não de rega foi feita visualmente, observando as plantas e os substratos.

Foi dada uma adubação a todos os substratos excepto ao substrato A. Esta foi constituída por uma matéria orgânica líquida composta por 5% de azoto, do qual 4,5% orgânico (MYR N), autorizada em agricultura biológica que foi aplicada quatro semanas após a instalação das plantas. Antes da aplicação, a matéria orgânica líquida foi diluída a 2,5% pois a sua condutividade eléctrica era muito elevada e poderia causar danos às plantas. Em cada vaso foram aplicados 5 ml desta solução já diluída com uma micropipeta.

III.2.3.4 – Parâmetros analisados nas plantas

As plantas deste ensaio foram colhidas no dia 25/05/2011, tendo passado 12 semanas e meia desde a sua instalação. A parte aérea foi cortada ao nível do substrato e foi imediatamente pesada. Depois cada planta foi colocada na estufa a 55 °C dentro de caixas de papel vegetal durante 48 horas após as quais foi registado o peso seco. Por fim as plantas foram embaladas individualmente em sacos de plástico identificados. As raízes das plantas foram cuidadosamente separadas do substrato com o auxílio de ar comprimido e água. Foram postas na estufa a 55 °C e ao fim de 48 horas foram pesadas e embaladas individualmente em sacos de plástico identificados. Posteriormente tanto a parte aérea como as raízes foram moídas e analisadas quanto aos elementos minerais: azoto, fósforo, sódio, potássio, cálcio, magnésio, cobre, ferro, zinco e manganês.

III.2.3.5 – Método de análise dos elementos minerais nas plantas

Os métodos de análise aos elementos minerais foram em tudo semelhantes aos utilizados para analisar os substratos à excepção da preparação do material para análise, visto que foi pesado o material vegetal directamente para as cápsulas com a balança de precisão (cerca de 0,5 g) que foi depois à estufa a 105 °C para se registar o peso depois de seco a esta temperatura e posteriormente foi à mufla para calcinar. As amostras calcinadas foram sujeitas a ataque com HCl 3N na placa de aquecimento. Para a determinação do azoto utilizou-se o método de Kjeldahl (Horneck e Miller, 1998).

III.2.4 – Fitotoxicidade

Os ensaios de germinação foram realizados para determinar a fitotoxicidade dos substratos para as plantas. Foi utilizada neste ensaio a espécie *Lepidium sativum* L. de acordo com o método já utilizado por Zucconi (1981).

Inicialmente determinou-se o teor de humidade de cada substrato. Para isso as amostras foram secas na estufa a 105 °C e o peso comparado com o peso anterior à secagem.

A humidade da amostra de substrato deveria então ser corrigida a 60% ou, tendo as amostras um teor de humidade superior a 60% ser corrigida na diluição efectuada posteriormente. Para homogeneizar a humidade da amostra, esta foi deixada cerca de 30 minutos num tabuleiro à temperatura ambiente, tempo após o qual foi submetida a uma pressão de 250 atm durante 15 minutos numa prensa hidráulica para obter um extracto aquoso. Este extracto foi depois esterilizado em sucessivas filtrações com filtros de malha progressivamente mais fina e que culminaram numa esterilização com um filtro de porosidade 0,2 µm. O extracto foi então diluído a 30%, com água destilada esterilizada, ficando pronto para ser utilizado no ensaio.

Para o ensaio de germinação propriamente dito foram preparadas por cada modalidade 10 placas de petri e mais 10 placas testemunha cada uma contendo um filtro de banda azul. A cada placa foi adicionado 1 ml de extracto e em cada uma das 10 placas testemunha foi utilizado 1 ml de água

destilada esterilizada. Em cada placa foram colocadas sete sementes de *Lepidium sativum* L. As placas foram depois para uma estufa a 27 °C durante 24 horas.

Após este período de 24 horas, foi contado o número de sementes germinadas em cada placa e o comprimento da radícula de cada semente germinada.

Para determinar a % do índice de germinação em cada extracto foi utilizada a seguinte fórmula:

$$\% IG = \frac{MNSG(a) \times MCR(a)}{MNSG(t) \times MCR(t)} \times 100$$

MNSG = média do número de sementes germinadas

MCR = média do comprimento das radículas

(a) = Dados correspondentes à amostra

(b) = Dados correspondentes à testemunha

III.2.5 – Tratamento estatístico

Todos os dados obtidos foram sujeitos a uma análise de variância (ANOVA), seguida de uma comparação de médias pelo método da diferença mínima significativa (LSD na sigla em inglês), com recurso ao programa informático Statistix7.

IV – Resultados e discussão

IV.1 – Primeiro ensaio

Com este ensaio pretendeu-se avaliar o efeito de doses crescentes de estrume de galinha no pH e na condutividade eléctrica (CE) de dois materiais utilizados frequentemente como componente principal na formulação de substratos: turfa e fibra de coco. Nos quadros IV.1 e IV.2 são apresentados os valores de pH e CE dos dois conjuntos de substratos formulados.

Quadro IV.1 – Valores de pH e condutividade eléctrica de substratos constituídos por turfa e quantidades crescentes de estrume de galinha.

Modalidade	% turfa (em volume)	% estrume (em volume)	pH	Condutividade eléctrica (mS cm ⁻¹)
T100	100	0	3,60 f	0,173 f
T90	90	10	5,22 e	0,620 e
T80	80	20	5,82 d	1,191 d
T70	70	30	6,11 c	1,668 c
T60	60	40	7,36 a	1,895 b
T50	50	50	6,93 b	2,455 a
SC	Substrato comercial		5,63	0,328

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Relativamente à turfa, verificou-se que o aumento da proporção de estrume de galinha originou uma tendência de aumento do pH nos substratos formulados (quadro IV.1). Efectivamente, as turfas são materiais que, de um modo geral, têm características ácidas e a que foi utilizada neste ensaio não fugiu à regra, apresentando um valor de pH inicial bastante baixo (3,60). Por outro lado, os estrumes de aviário são ricos em compostos com características alcalinizantes (Santos, 2001), o que justifica os aumentos de pH observados. Quanto à condutividade eléctrica (CE), verificou-se que a adição de estrume de galinha originou aumentos significativos da CE. Observou-se ainda, a existência de uma relação linear entre a dose de estrume e o valor da CE: $y=0.0449x + 0,2114$; $R^2=0,99$. Estes resultados estão de acordo com Santos (2001), segundo o qual a elevada concentração de sais solúveis é um dos principais factores limitantes à utilização agrícola de estrumes de aviário.

Comparando os valores obtidos nos substratos formulados com os do substrato comercial (SC), vemos que, em termos de pH, tanto os substratos T90 como T80 se aproximaram dos valores obtidos em SC. Quanto à CE, nenhum dos substratos se aproximou do valor do substrato comercial apesar do substrato T90 apresentar um valor de CE ainda dentro de limites considerados satisfatórios (0,650 mS cm⁻¹) para a generalidade das plantas cultivadas em vasos (Warncke e Krauskopf, 1983).

Quadro IV.2 – Valores de pH e condutividade eléctrica de substratos constituídos por fibra de coco e estrume de galinha em diferentes proporções

Modalidade	% fibra (em volume)	% estrume (em volume)	pH	Condutividade eléctrica (mS cm ⁻¹)
F100	100	0	6,77 c	0,115 f
F90	90	10	8,27 a	0,810 e
F80	80	20	7,45 b	1,530 d
F70	70	30	7,38 bc	1,741 c
F60	60	40	7,08 bc	2,053 b
F50	50	50	6,97 bc	2,510 a
SC	Substrato comercial		5,63	0,328

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Relativamente aos substratos formulados com fibra de coco (quadro IV.2) verificou-se que quantidades crescentes de estrume provocaram, numa primeira fase, um aumento do pH, embora este acabe por estabilizar próximo da neutralidade nas doses mais elevadas de estrume. Neste caso, como o material de base (fibra de coco) tinha, à partida, um pH inicial mais alto, o efeito alcalinizante do estrume já não se manifestou de forma tão evidente. Nenhum dos substratos formulados apresentou um valor de pH semelhante ao do SC e todos os valores obtidos foram superiores ao considerado ideal (5,3 a 6,5 segundo Miner, 1994), o que poderá conduzir a carências de nutrientes nas plantas, nomeadamente micronutrientes (Warncke e Krauskopf, 1983; Ribeiro et al., 2001). A CE aumentou de forma linear ($y = 0.0455x + 0.323$; $R^2=0.96$) com o aumento da quantidade de estrume no substrato, verificando-se que, em todas as modalidades com estrume, os valores de CE foram superiores aos considerados adequados (0,650 mS cm⁻¹) por Warncke e Krauskopf (1983). Por outro lado, a fibra de coco (substrato F100) apresentou um valor de CE inferior ao ideal o que indicia uma baixa disponibilidade de nutrientes.

Os resultados obtidos neste ensaio indicam que a quantidade de estrume a usar na formulação de substratos deve estar condicionada à limitação imposta pelos valores de CE ao crescimento das plantas. Este resultado é corroborado por Herrera *et al.* (2008) que trabalharam na produção de plantas de tomate com substratos contendo turfa, fibra de coco e diferentes quantidades de resíduos sólidos urbanos (RSU) com elevada CE e verificaram que as modalidades com maior quantidade de RSU tinham valores muito elevados de condutividade eléctrica, produzindo plantas de má qualidade. Efectivamente, a elevada quantidade de sais solúveis tem sido apontada como o principal factor limitante à utilização de diferentes resíduos na formulação de substratos para a produção de plantas envasadas (Gomez et al. 2002, Eklind *et al.*, 1998).

IV.2 – Segundo ensaio

Com base nos resultados anteriores, foi delineado um segundo ensaio, utilizando as doses mais baixas de estrume no substrato (5, 10 e 20% em volume) (capítulo III.1.1, quadro III.3) e avaliado o seu efeito no crescimento de duas espécies de plantas propagadas por semente e duas espécies propagadas vegetativamente.

IV.2.1 – Propriedades dos substratos

O quadro IV.3 apresenta os valores de pH e condutividade eléctrica do conjunto de substratos utilizados neste ensaio.

Quadro IV.3 – Valores de pH e condutividade eléctrica do conjunto de substratos utilizados

Modalidade	% fibra (em volume)	% turfa (em volume)	% estrume (em volume)	pH	Condutividade eléctrica (mS cm ⁻¹)
S1	100	0	0	6,15 f	0,135 e
S2	95	0	5	8,01 a	0,498 c
S3	90	0	10	7,29 c	1,143 b
S4	80	0	20	7,69 b	2,095 a
S5	0	100	0	3,89 i	0,166 e
S6	0	95	5	6,29 e	0,203 de
S7	0	90	10	6,82 d	0,385 cd
S8	0	80	20	5,96 g	1,152 b
S9	Substrato comercial			5,42 h	0,366 cd

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

À semelhança do observado no ensaio anterior, o pH dos substratos aumentou com a adição de estrume, embora neste caso, sem um padrão tão definido. Em comparação com o substrato comercial (SC), todas as modalidades com estrume apresentaram valores de pH significativamente superiores. Apenas os substratos S6 e S8 (95% de turfa e 5% de estrume e 80% turfa e 20% estrume respectivamente) apresentaram valores de pH que se aproximaram dos valores do SC e também do intervalo considerado óptimo (5,3 a 6,5 segundo Miner, 1994). Também a CE, à semelhança do ensaio anterior, aumentou com o aumento da quantidade de estrume no substrato, sendo que os valores obtidos nas modalidades S2, S6 e S7 não diferiram significativamente, do substrato comercial. Relacionando com os valores adequados propostos por Warncke e Krauskopf (1983), verifica-se que S2, S6 e S7 apresentam valores de CE dentro dos limites. É ainda de salientar que os substratos à base de fibra de coco sofreram aumentos de CE mais elevados do que os substratos à base de turfa, o que se pode dever a diferenças nos teores de elementos minerais, nomeadamente sódio, nos dois materiais base.

No entanto, observando os resultados de forma global, nenhum substrato, com excepção do substrato comercial, apresentou simultaneamente valores de pH e condutividade eléctrica adequados, o que poderá trazer alguns problemas no uso destes substratos para produzir plantas.

Relativamente à disponibilidade de nutrientes nos substratos formulados (quadro IV.4) o aumento da percentagem de estrume de galinha provoca uma subida dos teores de macronutrientes nos vários substratos formulados. Estes resultados estão de acordo com o que foi anteriormente observado para a CE, indicando que o seu aumento foi devido, em parte, ao aumento da disponibilidade de nutrientes. É importante referir que tanto a turfa como a fibra de coco por si só disponibilizam baixas quantidades de todos os nutrientes (excepto no caso do potássio da fibra de coco) o que condicionará o crescimento das plantas nestes substratos (S1 e S5).

Quadro IV.4 – Teores de macronutrientes e sódio extraíveis no conjunto de substratos utilizados neste ensaio.

Modalidade	N - NH ₄ ⁺ (mg L ⁻¹)	N - NO ₃ ⁻ (mg L ⁻¹)	N Mineral (mg L ⁻¹)	P (mg L ⁻¹)	K (mg L ⁻¹)	Ca (mg L ⁻¹)	Mg (mg L ⁻¹)	Na (mg L ⁻¹)
S1	5,4 f	<0,5	5,4 f	2,0 f	67,7 e	17,9 g	0,4 c	46,1 ef
S2	52,6 cd	<0,5	52,6 cd	26,9 cd	189,7 d	26,4 fg	3,7 bc	226,3 b
S3	150,7 b	<0,5	150,7 b	31,6 cd	429,3 c	112,8 de	12,3 b	216,9 b
S4	269,8 a	<0,5	269,8 a	49,9 b	738,1 a	322,1 c	42,3 a	271,1 a
S5	12,6 ef	<0,5	12,6 ef	0,02 f	3,2 e	49,7 fg	3,6 bc	4,0 g
S6	37,9 de	<0,5	37,9 de	23,2 de	44,2 e	70,8 ef	4,5 bc	32,4 fg
S7	68,9 c	<0,5	68,9 c	33,8 c	79,1 e	150,9 d	5,6 bc	73,0 e
S8	162,4 b	<0,5	162,4 b	109,9 a	533,2 b	2180,0 b	43,9 a	177,3 c
S9	6,0 f	56,53	62,6 cd	14,1 e	72,1 e	2390,6 a	40,7 a	118,5 d
Valores adequados⁽¹⁾	<125	81 – 130	50 a 200	29 – 100	101 – 650	>200	16 – 150	<50

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05. ⁽¹⁾ Valores adequados segundo Miner (1994) e Verdonck e Gabriëls (1988).

Em todos os substratos utilizados, à excepção do substrato comercial, o azoto mineral presente encontra-se principalmente na forma amoniacal. Por outro lado, nos substratos S3, S4 e S8 as concentrações de azoto amoniacal estão em valores superiores aos considerados adequados (quadro IV.4), o que se poderá traduzir em problemas de fitotoxicidade para as plantas (Santos, 2002). De facto, Atiyeh *et al.* (2000) detectaram elevadas quantidades de azoto amoniacal em estrume de galinha que, usado numa pequena percentagem (4%) como melhorador de um solo na produção de framboesas provocou efeitos nefastos nas plantas. As concentrações crescentes de azoto amoniacal nos substratos estão assim relacionadas com percentagens crescentes de estrume nos substratos. Os níveis residuais de azoto nítrico em todos os substratos, à excepção do substrato comercial, podem também ser indicadores de problemas pois esta é a forma preferencialmente absorvida pelas plantas (Varennnes, 2003).

Quanto aos níveis de azoto mineral total, existem vários substratos com valores dentro dos limites referidos. Apenas S4 excede esse valor e três substratos estão abaixo dos valores adequados. No entanto poderão existir problemas devido à predominância de azoto amoniacal na maioria dos substratos.

Os teores de fósforo variam bastante entre os vários substratos, aumentando conforme o aumento da percentagem de estrume de galinha. Mais uma vez este aumento deve-se às percentagens crescentes de estrume de galinha nos substratos que, segundo Atiyeh *et al.* (2000) e Ribeiro *et al.* (2006), é bastante rico em fósforo. Em relação aos valores adequados propostos por Miner (1994), apenas S8 ultrapassa o limite máximo e os substratos constituídos apenas por turfa ou fibra, para além do substrato comercial, têm um teor de fósforo baixo.

Os teores de potássio estão na generalidade dos substratos dentro dos valores adequados. A única excepção é S4 que está um pouco acima. Os aumentos dos teores de potássio estão não só relacionados com o aumento da percentagem de estrume nos substratos como também com os teores já existentes nos materiais de base (turfa e fibra de coco) que, por serem tão diferentes, fazem com que os substratos que tenham na sua base fibra de coco apresentem teores deste nutriente superiores aos substratos com a mesma percentagem de estrume mas turfa como base.

No caso do cálcio e do magnésio, os resultados mostram que a turfa e a fibra de coco, por si só, têm quantidades muito reduzidas destes elementos, insuficientes para fazer face às necessidades das plantas. A adição de estrume de galinha minimiza esta falta embora, em ambos os casos, apenas os substratos com 20% de estrume apresentem valores dentro do limite considerado adequado.

Os teores de sódio ultrapassam largamente os valores adequados nos substratos constituídos por fibra de coco e estrume. No caso da turfa, a adição de 5% de estrume (S6) ainda permite que a mistura obtida apresente um teor de sódio dentro dos valores adequados. Esta diferença deve-se às diferentes concentrações de sódio nos materiais base dos substratos: enquanto que a turfa apresenta um teor de sódio bastante baixo, a fibra de coco apresenta um teor deste elemento muito elevado, quase no limite dos valores recomendados. As diferenças nos teores de sódio entre modalidades baseadas em fibra de coco e modalidades baseadas em turfa ajudam a explicar, em parte, os aumentos verificados na CE (quadro IV.3) que foram desiguais em modalidades baseadas num e no outro material.

O excesso de sódio é bastante prejudicial para as plantas pois, segundo Cruz *et al.* (2006), a presença de sódio em valores elevados provoca reduções no crescimento das plantas ao causar, entre outros efeitos negativos, alterações na capacidade das plantas em absorver, transportar e utilizar alguns dos nutrientes essenciais.

IV.2.2 – Desenvolvimento das plantas

Para os ensaios com plantas realizados nestes substratos, foram utilizadas quatro espécies, duas das quais propagadas por semente (salsa e tomilho) e duas propagadas vegetativamente (alecrim e estragão).

As plantas propagadas por semente foram, antes da colheita, avaliadas visualmente e classificadas em três categorias quanto à germinação (Quadro IV.5): bem germinadas (B), mal germinadas (M) e não germinadas (N). Por fim, a parte aérea das quatro espécies estudadas foi colhida para registo do peso fresco e peso seco.

IV.2.2.1 – Plantas propagadas por semente

O quadro IV.5 permite tirar algumas conclusões sobre o comportamento das plantas nos diversos substratos. As duas espécies aparentam ter diferentes sensibilidades ao aumento da percentagem de estrume nos substratos. Vemos que, nos substratos à base de fibra, a salsa ainda germinou bem com 5% de estrume ao passo que para o tomilho, esta percentagem era já excessiva. Nos substratos à base de turfa, 10% de estrume ainda não foram impeditivos da correcta germinação das sementes de salsa mas já não permitiram a correcta germinação do tomilho.

Quadro IV.5 – Classificação das plantas de salsa e tomilho instaladas nos vários substratos quanto à germinação.

Modalidade	Salsa	Tomilho
S1	B	B
S2	B	M
S3	M	N
S4	M	N
S5	B	B
S6	B	B
S7	B	M
S8	M	N
S9	B	B

É ainda possível confirmar diferenças entre os substratos à base de fibra de coco e turfa, visto que nos substratos à base de turfa são precisas maiores percentagens de estrume para inibir a germinação das plantas em relação aos substratos à base de fibra. Isto deve-se aos maiores aumentos de CE nos substratos de fibra de coco com quantidades crescentes de estrume do que nos substratos de turfa com iguais quantidades de estrume.

Os quadros IV.6 e IV.7 corroboram o que foi observado no quadro IV.5 quanto à germinação. Verifica-se que, apesar de os substratos compostos apenas por fibra de coco e estrume proporcionarem condições para uma boa germinação em ambas as espécies, não disponibilizam nutrientes em quantidades adequadas para o crescimento adequado destas o que se reflecte nos baixos pesos da matéria vegetal nas modalidades S1 e S5 para as duas espécies. Observa-se também uma forte sensibilidade das plantas de tomilho à adição de estrume pela não germinação das plantas ou pelo pouco peso que adquirem nas modalidades com adição de estrume de galinha em comparação com o substrato comercial.

Quadro IV.6 – Peso fresco e seco das plantas de tomilho nos substratos utilizados neste ensaio.

	Peso fresco (g)	Peso seco (g)
S1	0,39 bc	0,16 bc
S2	<0,01 c ⁽¹⁾	<0,01 d ⁽¹⁾
S3	0 c ⁽²⁾	0 d ⁽²⁾
S4	0 c ⁽²⁾	0 d ⁽²⁾
S5	1,16 b	0,26 b
S6	0,64 bc	0,07 cd
S7	0,12 c	0,03 cd
S8	0 c ⁽²⁾	0 d ⁽²⁾
S9	4,46 a	0,56 a

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05. (1) Peso das plantas inferior ao limite de detecção da balança utilizada. (2) Plantas que não germinaram.

Quadro IV.7 – Peso fresco e seco das plantas de salsa nos substratos utilizados neste ensaio.

	Peso fresco (g)	Peso seco (g)
S1	1,09 de	0,13 de
S2	3,01 c	0,27 c
S3	0,28 e	0,04 e
S4	0,11 e	0,02 e
S5	0,59 de	0,08 e
S6	7,64 b	0,70 b
S7	2,05 cd	0,22 cd
S8	0 e ⁽¹⁾	0 e ⁽¹⁾
S9	9,16 a	1,13 a

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05. (1) Plantas que não germinaram.

No caso da salsa, verifica-se que esta espécie é menos sensível à adição de estrume de galinha pois 5% deste material aumentaram o peso das plantas quer no substrato à base de turfa, quer no substrato à base de fibra. Já quantidades superiores de estrume diminuíram o crescimento das plantas, o que se reflectiu no peso. Mais uma vez, é o substrato comercial que permite a produção de plantas com mais peso. Estes resultados são corroborados por Lucena *et al.* (2004) que obteve baixas germinações em espécies florestais ao utilizar elevadas quantidades de estrume.

A causa mais provável deste insucesso na germinação e crescimento das duas espécies é a condutividade eléctrica que, apesar de ser considerada por Warncke e Krauskopf (1983) como satisfatória para a maioria das plantas na maioria dos substratos, é considerada pelos mesmos autores como alta para espécies sensíveis (o que parece ser o caso da salsa e do tomilho) e para sementeiras. No entanto, não são também de excluir eventuais efeitos de toxicidade. Esta pode ser devida a vários factores, nomeadamente a má estabilização do estrume que, ao decompor-se no longo do ciclo da cultura poderia causar diversos problemas como a libertação de compostos orgânicos fitotóxicos ou um aumento da salinidade (Ribeiro *et al.*, 2001). Os teores de azoto amoniacal e sódio (quadro IV.4) de algumas modalidades podem também contribuir para alguma fitotoxicidade. Para além disso, o pH e a CE (quadro IV.3) também são bastante elevados em várias

modalidades, podendo contribuir para este fenómeno. Como tal, no ensaio seguinte também se avaliou a fitotoxicidade.

IV.2.2.2 – Plantas propagadas vegetativamente

Nas plantas de alecrim e estragão (quadros IV.8 e IV.9) a influência da quantidade de estrume nos substratos é também notória. Verifica-se que 5% de estrume nos substratos dá os melhores resultados nas duas espécies, igualando ou mesmo superando os resultados obtidos pelo substrato comercial. Modalidades com maior percentagem de estrume, produziram plantas com baixa biomassa, tendo mesmo conduzido à morte do estragão em ambas as modalidades com 20% de estrume e do alecrim na modalidade S8. Estes resultados podem ser atribuídos à CE que é muito elevada nas modalidades com mais estrume de galinha (quadro IV.3).

Quadro IV.8 – Peso fresco e seco das plantas de alecrim nos substratos utilizados neste ensaio.

	Peso fresco (g)	Peso seco (g)
S1	1,04 bc	0,25 cd
S2	2,81 a	0,50 b
S3	0,84 cd	0,25 cd
S4	0,31 de	0,11 e
S5	0,58 cde	0,17 de
S6	1,46 b	0,33 c
S7	0,65 cde	0,20 de
S8	0,21 e	0,13 e
S9	3,37 a	0,65 a

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Quadro IV.9 – Peso fresco e seco das plantas de estragão nos substratos utilizados neste ensaio.

	Peso fresco (g)	Peso seco (g)
S1	0,59 cd	0,16 ef
S2	3,51 a	0,53 ab
S3	1,28 c	0,24 de
S4	0,23 d	0,15 ef
S5	0,63 cd	0,22 def
S6	3,36 ab	0,58 a
S7	1,11 c	0,32 cd
S8	0,18 d	0,12 f
S9	2,59 b	0,43 bc

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Os resultados obtidos neste ensaio permitem, assim, concluir que a quantidade máxima de estrume a utilizar nos substratos não deverá ultrapassar os 5% (em volume). Também deverão ser ponderados substratos onde se misture fibra de coco com turfa uma vez que para a mesma percentagem de estrume se observaram diferenças entre estes dois materiais.

IV.3 – Terceiro ensaio

Com base nos resultados dos ensaios anteriores, foi estabelecido um terceiro ensaio com um conjunto de substratos contendo uma percentagem constante de estrume (5%) e diferentes proporções de turfa e fibra de coco (capítulo III.1.1, quadro III.4). Nestes substratos foi avaliado o crescimento de 5 espécies diferentes de plantas aromáticas propagadas vegetativamente.

IV.3.1 – Propriedades dos substratos

Ao contrário dos ensaios anteriores, em que as diferenças entre modalidades eram maioritariamente explicadas pelas diferentes percentagens de estrume no substrato, neste ensaio as diferenças de pH e condutividade eléctrica entre modalidades (quadro IV.10) são explicadas pelas diferentes proporções entre fibra de coco e turfa.

Em relação ao pH verifica-se, que este tem tendência para diminuir com o aumento da percentagem da turfa na mistura, o que está em concordância com o pH inicial mais baixo da turfa relativamente à fibra de coco (quadros IV.1 e IV.2). O pH das misturas com maior percentagem de fibra de coco está mesmo acima dos valores recomendados por Miner (1994) que refere como valores adequados o intervalo entre 5,3 e 6,5.

Quadro IV.10 – Valores de pH e condutividade eléctrica dos substratos utilizados neste ensaio.

Modalidade	% fibra (em volume)	% turfa (em volume)	% estrume (em volume)	% vertisolo (em volume)	pH	Condutividade eléctrica (mS cm ⁻¹)
A		Substrato comercial			5,38 g	0,364 c
B	95	0	5	0	7,89 a	0,540 a
C	63,3	31,6	5	0	7,49 b	0,450 b
D	47,5	47,5	5	0	6,93 c	0,362 c
E	31,6	63,3	5	0	6,47 e	0,262 d
F	0	95	5	0	6,13 f	0,191 e
G	45	45	5	5	6,62 d	0,267 d

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

A CE diminui com o aumento da percentagem de turfa na mistura. Isto pode ser atribuído ao baixo pH e elevada CTC que a turfa apresenta. Ao aumentar o seu pH com a adição de estrume, iões H⁺ são libertados do complexo de troca, ficando este livre para adsorver iões da solução (Batista e Batista, 2007; López, 2005) que deixam de contribuir para a salinidade, diminuindo assim a CE. Por outro lado, os teores de sódio e potássio são significativamente superiores na fibra de coco em relação à turfa (quadro IV.11), o que pode também contribuir para o aumento da CE daquela.

Relativamente aos teores de macronutrientes e sódio (quadro IV.11) verificou-se que a variação da proporção de fibra de coco e turfa nos substratos afectou significativamente os teores extraíveis de vários elementos que viram os seus teores diminuir conforme o aumento da percentagem de turfa nos

substratos. As exceções foram o cálcio e o magnésio que não apresentaram variações entre as várias misturas.

Quadro IV.11 – Teores de macronutrientes e sódio extraíveis no conjunto de substratos utilizados neste ensaio.

Modalidade	N - NH ₄ ⁺ (mg L ⁻¹)	N - NO ₃ ⁻ (mg L ⁻¹)	N Mineral (mg L ⁻¹)	P (mg L ⁻¹)	K (mg L ⁻¹)	Ca (mg L ⁻¹)	Mg (mg L ⁻¹)	Na (mg L ⁻¹)
A	2,8 d	22,2	24,9 d	21,5 d	85,1 c	53,1 a	28,0 a	39, b
B	50,8 a	<0,5	50,8 a	50,4 a	227,2 a	8,1 c	3,1 c	87,1 a
C	49,3 a	<0,5	49,3 a	40,3 ab	151,2 b	9,6 c	4,4 c	81,7 a
D	43,8 ab	<0,5	43,8 ab	40,7 ab	66,0 c	11,0 c	4,3 c	95,9 a
E	37,4 ab	<0,5	37,4 bc	34,3 bc	58,7 cd	10,6 c	4,3 c	39,3 b
F	30,4 c	<0,5	30,4 cd	31,3 bcd	32,7 d	10,6 c	4,8 c	30,2 b
G	39,5 b	<0,5	39,5 b	25,9 cd	72,5 c	15,3 b	11,0 b	51,6 b
Valores adequados⁽¹⁾	<125	81 – 130	50 a 200	29 – 100	101 – 650	>200	16 – 150	<50

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05. ⁽¹⁾ Valores adequados segundo Miner (1994) e Verdonck e Gabriëls (1988).

A evolução dos teores de elementos nas várias modalidades pode ser explicada por três factores: teores existentes nos materiais base (turfa e fibra de coco), CTC e pH.

Os teores existentes nos materiais base ajudam a explicar o caso do potássio e do sódio, visto que os teores destes elementos são bastante superiores na fibra de coco do que na turfa (quadro IV.4).

A CTC é naturalmente elevada na turfa. Quando esta é misturada com estrume de galinha, o pH da mistura aumenta significativamente, pelo que alguns hidrogeniões que estavam adsorvidos no complexo de troca são libertados deste que fica livre para adsorver outros iões da solução. Deste modo, as misturas com maior percentagem de turfa têm teores inferiores dos elementos analisados.

O aumento do pH deveria conduzir a diminuições nos teores de nutrientes. Se isto se verificasse, os substratos mais ricos em fibra de coco deveriam ter teores de elementos mais elevados do que os substratos mais ricos em turfa. Contudo isto não se verifica provavelmente porque os factores anteriormente referidos anulam o efeito do pH.

Os teores de azoto amoniacal estavam em todos os substratos dentro dos valores adequados. Contudo, os teores de azoto nítrico eram residuais em todas as modalidades à excepção do SC que poderá ser problemático visto que esta é a forma preferencialmente absorvida pelas plantas (Varennnes, 2003). Já os teores de azoto mineral estavam, em quase todos os substratos, abaixo dos valores adequados o que se poderá traduzir em carências para as plantas.

Os teores de fósforo apresentam uma distribuição diferente do que seria de esperar, atendendo ao pH dos substratos. No entanto, na sua maioria, encontram-se dentro dos valores recomendados.

Os teores de potássio nas misturas com maior percentagem de turfa e no substrato comercial estão abaixo do limite proposto por Miner (1994), o que poderá comprometer o crescimento das plantas instaladas nestes substratos.

Os teores de cálcio e magnésio não apresentam diferenças significativas entre as várias misturas com diferentes proporções de turfa e fibra de coco. Isto reflecte a baixa disponibilidade dos materiais base mas também do estrume de galinha que não veiculou quantidades significativas destes elementos. Já a adição de vertissolo ao substrato G permitiu aumentos nos teores dos dois nutrientes. No entanto, apenas o substrato A no caso do magnésio apresenta teores dentro dos valores propostos por Miner (1994). Nos restantes casos os valores para os dois nutrientes estão abaixo do limite, podendo prejudicar o crescimento das plantas.

Os teores de sódio são muito elevados nas modalidades com maior percentagem de fibra de coco, devido ao contributo desta. Estas modalidades apresentam mesmo teores de sódio superiores ao limite proposto por Verdonck e Gabriëls (1988), o que poderá conduzir aos problemas já referidos nos substratos do segundo ensaio.

IV.3.2 – Fitotoxicidade

O índice de germinação obtido nos diferentes substratos (quadro IV.12) indica-nos que não existiram diferenças significativas entre os substratos contendo estrume (B a G). O substrato comercial apresenta um índice de germinação superior aos restantes o que pode ser atribuído à forma predominante de azoto no substrato comercial. Ao contrário dos restantes substratos, azoto nítrico é a forma de azoto que predomina no SC a qual, sendo a forma preferencialmente absorvida pelas plantas (Varennnes, 2003) e não trazendo problemas de fitotoxicidade para as plantas, poderá induzir o índice de germinação superior ao que foi observado nos restantes substratos.

Quadro IV.12 – Índice de germinação no conjunto de substratos utilizados neste ensaio.

Modalidade	Índice de germinação
A	119,64 a
B	86,91 b
C	95,06 b
D	94,43 b
E	90,04 b
F	81,67 b
G	85,78 b

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Segundo Warman (1999) o índice de germinação superior a 100% obtido no substrato comercial poderá mesmo indicar que este substrato tem propriedades que estimulem o crescimento das plantas. Outro factor que poderá ter influenciado estas diferenças é a possível existência de ácidos gordos de baixo peso molecular no estrume que exercem efeito fitotóxico sobre as sementes (Delgado *et al.*, 2010). Este problema poderá ser mitigado com uma compostagem adequada do

estrume, o que parece não ter acontecido. Contudo, apesar destas diferenças, nenhum substrato é considerado como fitotóxico visto que todos obtiveram índices de germinação superiores a 60% (Zucconi, 1981).

IV.3.3 – Crescimento vegetativo

Para avaliar o comportamento das plantas deste ensaio foram medidos vários parâmetros que estão resumidos nos quadros IV.13 a IV.17. Pela análise dos quadros conclui-se que para todas as espécies estudadas à excepção do alecrim existem misturas de substratos capazes de produzir plantas com características semelhantes ou mesmo superiores ao substrato comercial o que parece ser bastante promissor para os objectivos deste trabalho. Verifica-se que a tendência geral em todas as espécies é para que os parâmetros medidos melhorem à medida que aumenta a quantidade de turfa nos substratos, sendo os melhores em geral das plantas instaladas no substrato E.

IV.3.3.1 – Alecrim

Os dados sobre o crescimento avaliados nas plantas de alecrim (figura IV.1) encontram-se resumidos no quadro IV.13. Estes dados mostram que o substrato comercial (A) é aquele que produz melhores resultados, embora D e E apresentem semelhanças com A em alguns parâmetros, nomeadamente a altura e o peso fresco da parte aérea. O substrato B, constituído por fibra de coco e 5% de estrume foi o que apresentou piores resultados na maioria dos parâmetros.

Quadro IV.13 – Dados relativos às plantas de alecrim nos substratos utilizados neste ensaio: altura das plantas (AP), diâmetro máximo do tufo (DMT), peso fresco da parte aérea (PFA), peso seco da parte aérea (PSA), e peso seco das raízes (PSR).

Modalidade	AP (cm)	DMT (cm)	PFA (g/planta)	PSA (g/planta)	PSR (g/planta)
A	32,50 a	12,96 a	13,09 a	4,54 a	1,33 a
B	25,75 c	8,06 c	7,85 c	2,42 d	0,92 b
C	27,13 bc	10,37 b	10,37 abc	3,05 bcd	0,90 b
D	29,33 abc	10,34 bc	12,40 ab	3,53 b	0,83 b
E	31,00 ab	9,76 bc	11,54 ab	3,27 bc	0,73 bc
F	27,63 bc	8,66 bc	9,73 bc	2,59 cd	0,54 c
G	27,00 bc	10,40 b	9,57 bc	3,10 bcd	0,76 b

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.



Figura IV.1 – Plantas de alecrim nas várias modalidades antes da colheita.

IV.3.3.2 – Alfazema

No caso da alfazema (figura IV.2), o substrato D foi o que proporcionou melhores resultados, superando claramente o substrato comercial (quadro IV.14), não deixando dúvidas sobre a sua potencialidade na substituição deste substrato. Apesar de os resultados não serem tão bons como os do substrato D, o substrato E também apresentou resultados ligeiramente melhores do que o substrato comercial, o que é de salientar pois é interessante para o produtor encontrar um mesmo substrato que possa ser usado com sucesso em várias espécies de plantas. Mais uma vez o substrato B é aquele que apresenta piores resultados na maioria dos parâmetros analisados.

Quadro IV.14 – Dados relativos às plantas de alfazema nos substratos utilizados neste ensaio: altura das plantas (AP), diâmetro máximo do tufo (DMT), peso fresco da parte aérea (PFA), peso seco da parte aérea (PSA), e peso seco das raízes (PSR).

Modalidade	AP (cm)	DMT (cm)	PFA (g/planta)	PSA (g/planta)	PSR (g/planta)
A	10,74 b	11,54 cd	11,09 c	3,03 b	1,68 ab
B	9,37 c	10,34 cd	7,86 e	1,96 d	0,96 e
C	10,77 b	12,18 bc	10,75 cd	2,54 c	1,47 bc
D	11,83 a	16,06 a	15,40 a	3,60 a	1,75 a
E	11,95 a	15,45 a	13,47 b	2,97 b	1,40 cd
F	12,04 a	13,54 b	13,52 b	3,05 b	1,23 cd
G	10,37 b	10,25 d	9,38 de	2,48 c	1,21 de

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.



Figura IV.2 – Plantas de alfazema nas várias modalidades antes da colheita.

IV.3.3.3 – Santolina

Os substratos E e F foram os que proporcionaram melhores resultados no cultivo da espécie Santolina (quadro IV.15), tendo igualado ou mesmo superado o substrato comercial em alguns parâmetros pelo que qualquer um deles pode substituir o substrato comercial com sucesso. Contudo, as plantas instaladas nos substratos E e F apresentam um peso seco das raízes significativamente inferior às plantas instaladas nos restantes, o que poderá indiciar problemas. Como alternativa é de sublinhar o substrato D que produziu plantas sem diferenças significativas em relação ao substrato comercial na maioria dos parâmetros, com um peso seco das raízes em valores superiores aos das plantas instaladas nos substratos E e F. O substrato B apresentou de novo os piores resultados na maioria dos parâmetros (figura IV.3).

Quadro IV.15 – Dados relativos às plantas de santolina nos substratos utilizados neste ensaio: altura das plantas (AP), diâmetro máximo do tufo (DMT), peso fresco da parte aérea (PFA), peso seco da parte aérea (PSA), e peso seco das raízes (PSR).

Modalidade	AP (cm)	DMT (cm)	PFA (g/planta)	PSA (g/planta)	PSR (g/planta)
A	15,44 a	14,02 ab	8,21 cd	2,01 b	1,24 a
B	9,53 d	9,05 e	6,35 d	1,52 c	1,07 a
C	12,69 c	11,88 cd	9,22 bc	2,00 b	1,12 a
D	13,06 bc	12,66 abc	11,15 ab	2,64 a	1,18 a
E	14,75 a	14,03 a	11,21 ab	2,42 ab	0,80 b
F	14,50 ab	13,32 ab	12,28 a	2,55 a	0,60 b
G	11,89 c	10,58 de	8,56 c	1,99 bc	1,07 a

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.



Figura IV.3 – Plantas de santolina nas várias modalidades antes da colheita.

IV.3.3.4 – Estragão

Os dados registados nas plantas de estragão (figura IV.4) foram ligeiramente diferentes dos dados registados nas restantes espécies devido à impossibilidade de definir uma altura e um diâmetro do tufo. Contudo, verifica-se o mesmo padrão: a melhor modalidade foi a E (quadro IV.16) em que se obtiveram resultados semelhantes a A em todos os parâmetros. Desta vez as piores modalidades foram B e C que em todos os parâmetros registaram os piores resultados.

Quadro IV.16 – Dados relativos às plantas de estragão nos substratos utilizados neste ensaio: comprimento do caule maior (CCM) peso fresco da parte aérea (PFA), peso seco da parte aérea (PSA), e peso seco das raízes (PSR).

Modalidade	CCM (cm)	PFA (g/planta)	PSA (g/planta)	PSR (g/planta)
A	30,50 a	8,87 ab	2,35 ab	1,41 a
B	24,13 b	6,14 c	1,45 c	1,07 bc
C	22,75 bc	5,62 c	1,39 c	1,04 bc
D	12,13 c	9,18 ab	2,38 ab	1,26 a
E	27,75 ab	10,18 a	2,57 a	1,22 ab
F	23,63 bc	8,35 b	2,12 b	0,91 c
G	21,88 bc	9,01 ab	2,13 b	1,17 abc

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.



Figura IV.4 – Plantas de estragão nas várias modalidades antes da colheita.

IV.3.3.5 – Tomilho

O quadro IV.17 representa os dados relativos ao crescimento das plantas de tomilho (figura IV.5). É de realçar que para as modalidades E e F, quase todos os parâmetros com excepção do peso seco das raízes apresentam valores mais elevados do que o substrato comercial. Verifica-se, tal como nas espécies já analisadas, que a modalidade B é aquela que apresenta piores resultados.

Quadro IV.17 – Dados relativos às plantas de tomilho nos substratos utilizados neste ensaio: altura das plantas (AP), diâmetro máximo do tufo (DMT), peso fresco da parte aérea (PFA), peso seco da parte aérea (PSA), e peso seco das raízes (PSR).

Modalidade	AP (cm)	DMT (cm)	PFA (g/planta)	PSA (g/planta)	PSR (g/planta)
A	14,10 a	12,34 cd	5,21 bc	1,66 bc	0,69 a
B	10,41 d	7,67 e	3,06 c	0,95 d	0,24 b
C	13,04 c	12,11 cd	4,99 bc	1,24 cd	0,30 b
D	14,93 ab	10,53 d	4,96 bc	1,34 cd	0,30 b
E	16,07 a	18,00 a	9,41 a	2,48 a	0,42 b
F	15,75 a	15,25 b	8,3 a	2,06 ab	0,32 b
G	13,87 bc	13,49 bc	5,71 b	1,65 bc	0,43 b

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.



Figura IV.5 – Plantas de tomilho nas várias modalidades antes da colheita.

IV.3.4 – Composição mineral das plantas

IV.3.4.1 – Alecrim

O quadro IV.18 mostra a concentração de macronutrientes e sódio nas plantas de alecrim nos diversos substratos. É possível verificar que nas modalidades B a G a concentração de todos os elementos à exceção do potássio e do sódio aumenta de forma significativa conforme a diminuição do pH do substrato em que as plantas foram cultivadas. No caso do potássio e do sódio, a tendência é inversa devido à elevada concentração destes elementos na fibra de coco, o que faz com que as plantas cultivadas nos substratos com maior percentagem deste material apresentem maiores concentrações destes elementos. Quanto ao substrato A, importa assinalar a baixa concentração de azoto nas plantas nele instaladas, o que pode ser atribuído à baixa concentração deste elemento no substrato.

Quadro IV.18 – Valores da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de alecrim instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.

Modalidade	N (g kg ⁻¹)	P (g kg ⁻¹)	K (g kg ⁻¹)	Ca (g kg ⁻¹)	Mg (g kg ⁻¹)	Na (g kg ⁻¹)
A	16,21 d	0,90 c	17,87 ab	4,23 ab	1,41 bc	1,81 ab
B	33,58 c	1,33 bc	22,82 a	3,60 b	1,24 c	2,47 a
C	35,97 c	1,98 ab	21,96 a	3,48 b	1,27 c	1,81 ab
D	39,00 c	1,42 bc	20,14 ab	4,21 ab	1,64 ab	1,34 b
E	49,23 b	1,50 bc	18,15 ab	3,58 b	1,46 bc	0,88 b
F	60,07 a	2,48 a	15,51 b	4,49 a	1,88 a	1,32 b
G	34,94 c	1,22 bc	16,81 ab	3,96 ab	1,18 c	1,43 ab

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

As concentrações de micronutrientes (quadro IV.19) também reflectem (embora de forma menos evidente) uma tendência semelhante à dos macronutrientes. A excepção é o ferro que apresenta tendência inversa. No caso do cobre, as concentrações deste elemento em duas modalidades estavam abaixo do limite de detecção do equipamento utilizado, pelo que não foi possível realizar a análise estatística, sendo apenas apresentadas as médias.

Quadro IV.19 – Valores da concentração de micronutrientes na parte aérea das plantas de alecrim instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.

Modalidade	Fe (mg kg ⁻¹)	Cu ⁽¹⁾ (mg kg ⁻¹)	Zn (mg kg ⁻¹)	Mn (mg kg ⁻¹)
A	95,14 b	0,63	30,18 c	22,36 c
B	265,19 a	0,63	45,37 bc	56,34 ab
C	107,22 ab	0,85	53,57 ab	58,62 ab
D	145,28 ab	3,92	67,50 a	73,17 ab
E	82,81 b	2,13	57,67 ab	72,33 ab
F	83,79 b	<0,21	68,64 a	77,84 a
G	85,66 b	<0,21	31,99 c	51,32 b

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05. (1): Tratamento estatístico não efectuado devido à ausência de valores em várias repetições.

No quadro IV.20 onde se podem observar as exportações de macronutrientes e sódio pelas plantas de alecrim nos diferentes substratos, verifica-se que a tendência verificada na concentração de nutrientes da parte aérea (quadro IV.18) se vê atenuada ou mesmo completamente anulada. Isto pode ser atribuído às exportações parciais nomeadamente das raízes (Anexo 1).

Quadro IV.20 – Exportações de macronutrientes e sódio pelas plantas de alecrim instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.

Modalidade	N (mg)	P (mg)	K (mg)	Ca (mg)	Mg (mg)	Na (mg)
A	79,44 d	5,78 ab	99,88 a	22,66 a	9,98 a	14,05 a
B	95,91 cd	4,47 b	71,10 b	10,00 c	4,24 c	8,61 b
C	129,25 bc	7,49 a	86,49 ab	12,78 bc	5,48 bc	8,33 bc
D	95,91 cd	5,86 ab	82,77 ab	16,52 b	6,97 b	7,22 bc
E	179,25 a	5,99 ab	67,77 b	13,10 bc	6,02 bc	5,15 bc
F	165,66 ab	7,11 ab	42,98 c	12,34 bc	5,50 bc	4,51 c
G	131,61 bc	4,67 ab	63,51 bc	14,27 bc	4,88 c	6,54 bc

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

No caso das exportações de micronutrientes (Quadro IV.21) apenas se pode apontar para o caso do zinco e manganês um ligeiro aumento destas conforme a diminuição do pH do substrato. Para o ferro não existem diferenças significativas e para o cobre, apesar de não ter sido possível efectuar tratamento estatístico, não existe também uma tendência evidente.

Quadro IV.21 – Exportações de micronutrientes pelas plantas de alecrim instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.

Modalidade	Fe (mg)	Cu ⁽¹⁾ (mg)	Zn (mg)	Mn (mg)
A	0,67 a	0,071	0,28 a	0,17 bc
B	0,71 a	0,007	0,16 b	0,16 c
C	0,43 a	0,010	0,25 a	0,24 abc
D	0,53 a	0,016	0,29 a	0,28 a
E	0,34 a	0,014	0,27 a	0,28 ab
F	0,27 a	<0,0006	0,21 ab	0,21 abc
G	0,41 a	<0,0008	0,13 b	0,21 abc

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05. (1): Tratamento estatístico não efectuado devido à ausência de valores em várias repetições.

IV.3.4.2 – Alfazema

As concentrações de macronutrientes e sódio nas plantas de alfazema (quadro IV.22) mostram para o azoto e fósforo uma tendência para maiores absorções destes nutrientes por parte das plantas nos substratos com valores de pH mais baixos. Em relação a estes dois elementos é ainda importante referir a baixa absorção que ocorreu na modalidade A, que está relacionada com o baixo teor do substrato comercial nestes elementos. No caso do potássio, não existem diferenças significativas em nenhuma modalidade pois embora os substratos com menor pH possam disponibilizar maiores teores deste nutriente, os que tem maior pH são também os que contem maior proporção de fibra de coco que contém grandes quantidades de potássio. No caso do cálcio não existe uma tendência evidente para a sua absorção enquanto que no magnésio se verifica uma tendência para a diminuição da sua absorção conforme o aumento da percentagem de turfa nos substratos. A absorção de sódio apresenta características semelhantes às referidas na absorção do potássio.

Quadro IV.22 – Valores da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de alfazema instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.

Modalidade	N (g kg ⁻¹)	P (g kg ⁻¹)	K (g kg ⁻¹)	Ca (g kg ⁻¹)	Mg (g kg ⁻¹)	Na (g kg ⁻¹)
A	10,80 e	1,10 d	18,72 a	4,36 abc	5,17 b	1,34 a
B	18,10 d	1,92 c	24,27 a	3,39 c	8,73 a	0,98 a
C	19,87 cd	2,03 c	25,19 a	3,83 abc	6,59 b	0,93 ab
D	21,47 c	2,34 bc	20,90 a	3,60 bc	2,33 c	0,90 ab
E	24,39 b	2,98 ab	21,97 a	4,90 a	2,99 c	0,26 b
F	26,42 a	3,12 a	19,36 a	4,47 abc	3,22 c	0,67 ab
G	19,89 cd	1,84 c	17,86 a	4,60 ab	2,81 c	0,63 ab

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

O quadro IV. 23 resume as absorções de micronutrientes pelas plantas de alfazema nas várias modalidades. No caso do ferro, zinco e do manganês existe uma tendência para o aumento das absorções destes elementos conforme a diminuição do pH dos substratos. Já no caso do cobre não existe uma tendência evidente. Olhando para o substrato comercial, verifica-se que a absorção de todos os micronutrientes nesta modalidade é das mais baixas do conjunto de substratos.

Quadro IV.23 – Valores da concentração de micronutrientes na parte aérea das plantas de alfazema instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.

Modalidade	Fe (mg kg ⁻¹)	Cu (mg kg ⁻¹)	Zn (mg kg ⁻¹)	Mn (mg kg ⁻¹)
A	98,34 c	0,73 c	27,84 d	30,07 c
B	137,05 bc	3,36 ab	42,03 c	44,80 bc
C	98,05 c	1,76 bc	42,71 bc	54,35 b
D	141,09 bc	2,12 bc	51,76 b	52,24 b
E	141,46 abc	3,34 ab	73,50 a	79,99 a
F	203,90 ab	4,78 a	65,73 a	71,23 a
G	278,57 a	1,12 c	38,80 c	80,71 a

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

No quadro IV.24 podemos observar as exportações de macronutrientes e sódio pelas plantas de alfazema nos diferentes substratos, podendo-se constatar que, no caso do azoto, fósforo e cálcio, as exportações aumentam conforme a diminuição do pH dos substratos. No caso do magnésio, a tendência é inversa. Quanto ao potássio e sódio, apesar de entre algumas modalidades existirem diferenças significativas, não existe nenhuma tendência óbvia para a evolução das exportações.

Quadro IV.24 – Exportações de macronutrientes e sódio pelas plantas de alfazema instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.

Modalidade	N (mg)	P (mg)	K (mg)	Ca (mg)	Mg (mg)	Na (mg)
A	44,60 c	5,04 c	72,25 abc	16,51 a	21,68 a	8,90 a
B	58,49 c	6,87 bc	69,09 bc	8,55 d	20,49 a	5,69 bc
C	90,01 b	8,16 b	75,78 abc	12,5 c	20,85 a	7,04 ab
D	123,99 a	12,69 a	90,99 a	17,06 a	13,34 b	8,49 a
E	112,19 a	12,32 a	81,49 ab	17,86 a	13,46 b	5,29 bc
F	118,81 a	13,67 a	71,50 abc	16,42 ab	14,66 b	5,70 bc
G	86,40 b	6,47 bc	60,76 c	13,16 bc	10,32 b	3,97 c

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

As exportações de micronutrientes expressas no quadro IV.25 mostram, tal como foi verificado nas concentrações de micronutrientes da parte aérea (quadro IV.23) que as exportações de ferro, zinco e manganês aumentam conforme a diminuição dos substratos. A exceção é o cobre em que não existem diferenças significativas entre a maioria dos substratos.

Quadro IV.25 – Exportações de micronutrientes pelas plantas de alfazema instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.

Modalidade	Fe (mg)	Cu (mg)	Zn (mg)	Mn (mg)
A	0,43 bcd	0,025 a	0,13 c	0,15 cd
B	0,31 d	0,025 a	0,13 c	0,12 d
C	0,34 cd	0,021 a	0,19 b	0,18 c
D	0,66 abc	0,016 ab	0,28 a	0,27 b
E	0,66 abc	0,017 ab	0,30 a	0,34 a
F	0,73 ab	0,017 ab	0,29 a	0,29 ab
G	0,83 a	0,004 b	0,14 c	0,27 b

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

IV.3.4.3 – Santolina

As concentrações de macronutrientes e sódio nas plantas de santolina estão resumidas no quadro IV.26, mostrando que apenas no caso do azoto se verifica uma tendência para aumentos nas absorções deste elemento conforme a diminuição do pH. No caso do fósforo não existe uma tendência clara para a evolução das absorções de nutrientes entre as modalidades criadas. Para estes dois elementos é de salientar a baixa absorção na modalidade A relativamente às misturas criadas. Para o potássio e sódio não existem diferenças significativas nas absorções destes elementos em qualquer modalidade. Isto acontece provavelmente porque, apesar de os substratos com pH mais baixo disponibilizarem maiores quantidades destes nutrientes, os substratos de pH mais alto tem maiores proporções de fibra de coco, muito rica nestes elementos, pelo que os dois efeitos se anulam mutuamente. As concentrações de cálcio e magnésio também não apresentam diferenças significativas entre as várias modalidades, facto que pode ser relacionado com a não variação dos teores destes elementos na maioria dos substratos (quadro IV.11).

Quadro IV.26 – Valores da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de santolina instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.

Modalidade	N (g kg ⁻¹)	P (g kg ⁻¹)	K (g kg ⁻¹)	Ca (g kg ⁻¹)	Mg (g kg ⁻¹)	Na (g kg ⁻¹)
A	15,66 d	1,20 d	23,01 a	4,40 a	2,06 a	1,16 ab
B	23,03 c	2,56 abc	20,73 a	3,19 b	1,76 a	0,78 b
C	27,31 b	3,28 a	21,93 a	3,72 ab	2,05 a	0,95 b
D	27,51 b	2,37 c	20,87 a	3,39 ab	1,78 a	0,93 b
E	32,63 a	3,17 ab	25,52 a	3,86 ab	2,14 a	0,93 b
F	35,36 a	3,18 ab	24,30 a	3,48 ab	1,88 a	0,75 b
G	28,18 b	2,48 bc	26,29 a	4,40 a	2,08 a	1,46 a

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Nas concentrações de micronutrientes representadas no quadro IV.27, apenas no caso do manganês se verifica uma ligeira tendência para um aumento da sua concentração em modalidades com menor pH. Para os restantes não existem diferenças significativas na maioria dos casos. Como já aconteceu anteriormente, as baixas concentrações de cobre não permitiram a sua leitura em duas modalidades, pelo que apenas são aqui apresentadas as médias da sua concentração.

Quadro IV.27 – Valores da concentração de micronutrientes na parte aérea das plantas de santolina instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.

Modalidade	Fe (mg kg ⁻¹)	Cu ⁽¹⁾ (mg kg ⁻¹)	Zn (mg kg ⁻¹)	Mn (mg kg ⁻¹)
A	216,37 ab	<0,21	52,26 c	72,33 c
B	142,84 b	3,44	86,87 a	104,66 b
C	367,64 a	2,45	92,72 a	126,40 a
D	145,49 b	0,99	90,78 a	123,64 ab
E	139,04 b	0,86	92,29 a	141,66 a
F	132,03 b	2,80	77,88 ab	130,57 a
G	181,28 ab	<0,21	66,07 bc	122,27 ab

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05. (1): Tratamento estatístico não efectuado devido à ausência de valores em várias repetições.

No quadro IV.28 onde se podem observar as exportações de macronutrientes e sódio, verifica-se que no caso do azoto, potássio, cálcio e sódio não existem diferenças significativas entre a maioria das modalidades. No caso do fósforo e magnésio os resultados apontam para uma ligeira tendência de aumento das exportações com a diminuição do pH dos substratos.

Quadro IV.28 – Exportações de macronutrientes e sódio pelas plantas de santolina instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.

Modalidade	N (mg)	P (mg)	K (mg)	Ca (mg)	Mg (mg)	Na (mg)
A	44,44 b	4,92 d	74,95 a	12,71 a	5,81 a	4,28 a
B	93,86 a	6,71 cd	61,89 a	8,08 b	3,88 c	2,64 b
C	107,73 a	9,58 ab	72,92 a	10,60 ab	5,26 ab	3,78 ab
D	115,86 a	8,70 abc	75,03 a	11,44 ab	5,51 ab	4,21 a
E	123,64 a	10,13 a	75,06 a	11,32 ab	5,91 a	3,63 ab
F	122,03 a	10,04 a	66,99 a	10,42 ab	5,27 ab	3,13 ab
G	102,30 a	8,70 abc	77,67 a	12,54 a	5,56 a	4,27 a

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Nas exportações de micronutrientes (quadro IV.29), apenas se verifica para o manganês uma tendência para o aumento das suas exportações com a diminuição do pH dos substratos. Nos restantes micronutrientes as diferenças não parecem estar relacionadas com o pH.

Quadro IV.29 – Exportações de micronutrientes pelas plantas de santolina instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.

Modalidade	Fe (mg)	Cu ⁽¹⁾ (mg)	Zn (mg)	Mn (mg)
A	0,53 ab	<0,0005	0,14 c	0,16 c
B	0,30 b	0,021	0,17 bc	0,19 bc
C	0,79 a	0,015	0,22 ab	0,28 ab
D	0,41 ab	0,007	0,27 a	0,35 a
E	0,40 ab	0,009	0,26 a	0,38 a
F	0,37 b	0,012	0,22 ab	0,35 a
G	0,53 ab	<0,0007	0,17 bc	0,30 a

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05. (1): Tratamento estatístico não efectuado devido à ausência de valores em várias repetições.

IV.3.4.4 – Estragão

As concentrações de macronutrientes e sódio nas plantas de estragão (quadro IV.30) revelam, para o caso do azoto e do fósforo, um aumento da sua concentração nas plantas conforme a diminuição do pH dos substratos, embora, no caso do segundo, as diferenças não sejam na sua maioria significativas. Tal como em casos anteriores, as concentrações destes elementos são mais baixas na modalidade A, o que poderá estar relacionado com as baixas concentrações destes elementos no substrato A. Para o potássio verifica-se a tendência inversa devido às elevadas concentrações deste elemento na fibra de coco. O mesmo factor faz com que não existam diferenças significativas em qualquer modalidade para as concentrações de sódio. No caso do cálcio e magnésio não são evidentes diferenças significativas nas concentrações entre as várias modalidades. É de realçar, no caso do cálcio a elevada concentração deste elemento nos substratos A e G, que poderá estar relacionada com a elevada concentração deste elemento nestes substratos em relação aos restantes.

Quadro IV.30 – Valores da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de estragão instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.

Modalidade	N (g kg ⁻¹)	P (g kg ⁻¹)	K (g kg ⁻¹)	Ca (g kg ⁻¹)	Mg (g kg ⁻¹)	Na (g kg ⁻¹)
A	13,79 c	1,41c	26,34 cd	7,00 ab	1,86 ab	0,66 a
B	24,01 b	2,25 abc	39,76 a	7,77 bc	1,88 ab	0,92 a
C	26,59 b	2,04 abc	29,48 bc	5,61 bc	1,71 b	0,67 a
D	35,07 a	2,35 ab	33,23 b	6,18 bc	2,27 ab	0,93 a
E	36,89 a	2,44 ab	25,87 cd	4,96 c	2,24 ab	1,04 a
F	38,62 a	2,63 a	21,63 d	4,71 c	2,29 a	1,07 a
G	27,46 b	1,51 bc	30,51 bc	8,04 a	2,21 ab	1,24 a

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

A concentração de micronutrientes na parte aérea das plantas de estragão (quadro IV.31) não revela diferenças significativas nas concentrações para a maioria das modalidades. Como exceções temos o ferro na modalidade A com concentrações superiores a todos os outros e o manganês na modalidade G também com uma concentração superior a todos os outros.

Quadro IV.31 – Valores da concentração de micronutrientes na parte aérea das plantas de estragão instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.

Modalidade	Fe (mg kg ⁻¹)	Cu ⁽¹⁾ (mg kg ⁻¹)	Zn (mg kg ⁻¹)	Mn (mg kg ⁻¹)
A	169,85 a	11,04	72,05 b	216,45 bc
B	94,10 b	<0,21	119,84 ab	174,35 c
C	94,36 b	<0,21	126,24 a	217,64 bc
D	118,16 b	8,50	168,11 a	261,96 b
E	90,06 b	6,86	136,90 a	226,89 bc
F	86,28 b	3,47	134,76 a	235,86 bc
G	118,11 b	4,02	73,20 b	352,64 a

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05. (1): Tratamento estatístico não efectuado devido à ausência de valores em várias repetições.

As exportações de macronutrientes e sódio observadas no quadro IV.32 revelam para o azoto, fósforo e magnésio tendência para aumentos conforme a diminuição do pH do substrato. Para os restantes elementos, apesar de haver diferenças significativas entre várias modalidades, estas não parecem estar relacionadas com o pH do substrato.

Quadro IV.32 – Exportações de macronutrientes e sódio pelas plantas de estragão instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.

Modalidade	N (mg)	P (mg)	K (mg)	Ca (mg)	Mg (mg)	Na (mg)
A	88,09 bc	6,77 b	91,34 ab	18,63 a	8,20 a	6,89 b
B	67,16 c	7,33 b	88,50 ab	10,03 c	5,58 bc	6,14 bc
C	69,75 c	5,92 b	67,79 c	9,50 c	4,64 c	4,04 c
D	132,91 ab	10,17 a	105,00 a	17,11 a	7,84 a	7,28 b
E	164,82 a	10,97 a	102,28 a	14,95 ab	7,86 a	4,04 c
F	157,11 a	10,45 a	80,86 bc	12,23 bc	6,92 ab	10,94 a
G	97,21 bc	7,53 b	89,44 ab	17,98 a	7,17 ab	6,82 b

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Ao observar as exportações de micronutrientes no quadro IV.33 verifica-se um aumento destas conforme a diminuição do pH para o ferro, zinco e manganês. No caso do cobre, apesar de não ter sido possível realizar tratamento estatístico, a evolução dos valores não parece estar relacionada com o pH.

Quadro IV.33 – Exportações de micronutrientes pelas plantas de estragão instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.

Modalidade	Fe (mg)	Cu ⁽¹⁾ (mg)	Zn (mg)	Mn (mg)
A	0,52 a	0,034	0,21 b	0,58 ab
B	0,19 d	<0,0005	0,20 b	0,28 c
C	0,20 d	<0,0005	0,21 b	0,36 bc
D	0,36 bc	0,026	0,47 a	0,73 a
E	0,31 bcd	0,022	0,40 a	0,66 a
F	0,27 cd	0,012	0,33 ab	0,58 ab
G	0,41 ab	0,013	0,18 b	0,78 a

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05. (1): Tratamento estatístico não efectuado devido à ausência de valores em várias repetições.

IV.3.4.5 – Tomilho

O quadro IV.34 mostra a concentração de macronutrientes e sódio nas plantas de tomilho. É evidente, no caso do azoto e magnésio uma tendência para a existência de aumentos nas concentrações destes elementos à medida que diminui o pH. A tendência inversa é observada no caso do potássio e do sódio, devido às elevadas concentrações destes elementos na fibra de coco. Para o fósforo e cálcio não existem tendências evidentes quanto à variação das suas concentrações, embora existam diferenças significativas nas concentrações entre as várias modalidades. Mais uma vez, as concentrações de azoto e fósforo na modalidade A são inferiores a todas as outras.

Quadro IV.34 – Valores da concentração de macronutrientes e sódio na parte aérea das plantas de tomilho instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.

Modalidade	N (g kg ⁻¹)	P (g kg ⁻¹)	K (g kg ⁻¹)	Ca (g kg ⁻¹)	Mg (g kg ⁻¹)	Na (g kg ⁻¹)
A	10,18 e	0,79 e	16,62 c	5,84 a	2,57 a	0,76 b
B	19,14 d	1,72 b	32,29 a	3,86 cd	1,75 cd	2,66 a
C	23,09 bc	1,28 cd	27,36 b	3,86 cd	1,79 cd	1,43 b
D	21,57 cd	0,96 de	20,54 c	3,24 d	1,56 d	1,28 b
E	24,19 b	1,41 bc	20,19 c	3,76 d	2,01 bc	1,23 b
F	31,41 a	2,16 a	20,42 c	4,81 bc	2,47 a	1,46 b
G	23,24 bc	1,34 bcd	17,43 c	5,31 ab	2,17 b	0,83 b

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Nas concentrações de micronutrientes na parte aérea das plantas de tomilho (quadro IV.35) verifica-se que no caso do zinco e manganês existe uma tendência para o aumento da concentração destes elementos nas modalidades cujo pH dos substratos é mais baixo. Para o cobre e o ferro não existe qualquer tendência na concentração destes elementos.

Quadro IV.35 – Valores da concentração de micronutrientes na parte aérea das plantas de tomilho instaladas nos substratos utilizados neste ensaio.

Modalidade	Fe (mg kg ⁻¹)	Cu (mg kg ⁻¹)	Zn (mg kg ⁻¹)	Mn (mg kg ⁻¹)
A	140,78 ab	2,29 d	53,69 d	86,70 cd
B	107,66 ab	7,63 a	76,23 c	77,28 d
C	97,37 b	3,75 cd	7,84 c	103,48 c
D	118,51 ab	3,36 d	96,41 ab	148,40 b
E	119,79 ab	5,69 bc	102,24 a	188,81 a
F	125,21 ab	5,94 ab	90,57 b	149,08 b
G	164,36 a	3,48 d	62,13 d	177,80 a

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

No quadro IV.36 onde se podem ver as exportações de macronutrientes e sódio verifica-se, no caso do azoto, fósforo, cálcio e magnésio tendência para o aumento dos valores em substratos com menor pH. No caso do potássio e sódio não existe uma tendência evidente para a evolução do pH.

Quadro IV.36 – Exportações de macronutrientes e sódio pelas plantas de tomilho instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.

Modalidade	N (mg)	P (mg)	K (mg)	Ca (mg)	Mg (mg)	Na (mg)
A	26,74 bc	5,25 bc	43,27 ab	12,25 a	6,40 a	2,26 cd
B	25,11 c	5,40 bc	38,55 ab	4,49 b	2,43 b	2,75 bc
C	36,74 bc	4,79 c	39,20 ab	5,32 b	2,82 b	1,96 d
D	40,62 b	3,99 c	32,64 b	4,97 b	2,78 b	1,84 d
E	76,37 a	9,12 ab	53,22 a	9,84 a	5,59 a	3,22 ab
F	76,31 a	11,86 a	43,88 ab	10,69 a	5,68 a	3,59 a
G	62,56 a	7,78 bc	41,95 ab	11,98 a	5,62 a	2,22 cd

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

As exportações de micronutrientes (quadro IV.37) revelam para o ferro, zinco e manganês uma tendência para o aumento dos valores conforme a diminuição do pH do substrato. Para o cobre, apesar de não ter sido possível efectuar tratamento estatístico aos dados, não parece existir a relação anteriormente referida.

Quadro IV.37 – Exportações de micronutrientes pelas plantas de tomilho instaladas nos substratos utilizados neste ensaio em mg por planta.

Modalidade	Fe (mg)	Cu ⁽¹⁾ (mg)	Zn (mg)	Mn (mg)
A	0,42 ab	0,027	0,15 cd	0,18 de
B	0,13 e	0,010	0,11 d	0,09 f
C	0,17 de	0,006	0,14 cd	0,15 ef
D	0,22 cde	0,008	0,17 bc	0,23 d
E	0,33 bc	0,015	0,30 a	0,47 a
F	0,30 bcd	<0,0005	0,22 b	0,31 c
G	0,49 a	0,022	0,16 cd	0,38 b

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05. (1): Tratamento estatístico não efectuado devido à ausência de valores em várias repetições.

Conclusões

Os dois primeiros ensaios permitiram concluir que a quantidade máxima de estrume de galinha a utilizar nas misturas de substratos não pode ser superior a 5% (v/v). Quantidades superiores de estrume na formulação dos substratos experimentados conduziram a reduções de crescimento e mesmo a morte de plantas, provavelmente devido à elevada condutividade que os substratos apresentam.

O cultivo de plantas propagadas seminalmente no segundo ensaio mostrou alguns problemas. Para além de nenhuma das misturas formuladas ter produzido resultados semelhantes ao substrato comercial, os resultados foram inconsistentes entre as duas espécies (salsa e tomilho).

No último ensaio verificou-se que, para todas as espécies à excepção do alecrim, existem pelo menos dois substratos (47,5% de fibra de coco, 47,5% de turfa e 5% de estrume de galinha e 31,6% de fibra de coco, 63,3% de turfa e 5% de estrume de galinha) capazes de produzir plantas com características iguais ou melhores do que as produzidas no substrato comercial. Por outro lado as modalidades que apresentavam maior percentagem de fibra de coco, foram as que originaram piores resultados produzindo plantas com crescimentos muito inferiores às obtidas no substrato comercial. O inferior desenvolvimento neste caso pode ser atribuído ao elevado valor de pH que o substrato apresenta assim com a eventuais problemas de natureza física.

Quanto aos teores de nutrientes nos substratos, as modalidades criadas apresentam valores de cálcio muito abaixo dos valores recomendados. Os valores de azoto mineral, potássio e magnésio também se encontram abaixo dos valores recomendados em várias modalidades. Para o azoto mineral é ainda de salientar que todas as modalidades formuladas os teores deste elemento são superiores aos encontrados no substrato comercial. Outro aspecto a ter em conta é a forma em que o azoto existe maioritariamente nas modalidades criadas. Este existe quase exclusivamente na forma amoniacal que, para além de poder criar problemas de fitotoxicidade, não é a forma preferencialmente absorvida pelas plantas. Apesar de as plantas não terem apresentado carências nutricionais, é necessário ter em conta os baixos teores destes nutrientes nos substratos e se possível corrigi-los.

É ainda de salientar que as exportações de macronutrientes e sódio, nomeadamente azoto e fósforo, foram em muitos casos superiores nas modalidades criadas do que no substrato comercial o que está associado aos teores que os substratos contêm.

A adição de 5% de um vertissolo na modalidade G levou a algumas diferenças em relação à modalidade D em que a proporção turfa/ fibra de coco era igual (1/1 em volume). Nas análises químicas verificou-se no substrato G uma diminuição do pH e da condutividade eléctrica para valores mais adequados do que a modalidade D. Houve também na modalidade G diminuições dos teores de azoto amoniacal e mineral, enquanto que o azoto nítrico se manteve em valores residuais. Verificaram-se ainda diminuições no teor de fósforo e sódio o que no caso deste ultimo elemento é positivo pois o seu teor na modalidade D está bastante acima dos valores recomendados. Os teores de cálcio e magnésio na modalidade G eram significativamente e superiores aos das outras misturas,

embora sempre baixo dos valores recomendados. Apesar de alguns resultados positivos nas análises químicas, a prestação das plantas cultivadas na modalidade G foi fraca em relação à modalidade D. Este facto pode ser atribuído a eventuais problemas de natureza física provocados pela adição do vertissolo.

Os ensaios de germinação efectuados com *Lepidium sativum* permitiram concluir que nenhum dos substratos utilizados no terceiro ensaio apresenta fitotoxicidade para as plantas. Contudo, verificou-se que o índice de germinação foi significativamente superior no substrato comercial do que nas restantes modalidades. Este facto pode ser atribuído ao azoto amoniacal (os teores deste elemento são muito superiores nas misturas formuladas do que no substrato comercial) que poderá ter exercido uma pequena fitotoxicidade no desenvolvimento das raízes.

Referências bibliográficas

- Alexander, P.D., Bragg, N.C., Meade, R., Padelopoulos, G., Watts, O. 2008. Peat in horticulture and conservation: the UK response to a changing world. *Mires and Peat* **3**: 1-10.
- Allardice, P., Barrett, K., Bitcon, G., Flew, J., Lewis, L., McLeod, J.A., Rich, C., Tranced, J., Wheatley, G. 2009. Herb directory. In *The Complete Illustrated Book of Herbs: Growing, Health and Beauty, Cooking, Crafts*, L. Lexis (ed). Pp. 8-140 Reader's Digest. New York, USA.
- Almeida, D. 2006. *Manual de culturas hortícolas. Volume I. Editorial presença*. 276pp.
- Amálio, C.R. 2007. *Utilização de diferentes substratos para a produção de "plantas mediterrânicas" em vaso*. Relatório do trabalho fim de curso de engenharia agronómica. Universidade Técnica de Lisboa. Instituto Superior de Agronomia. Lisboa. 44 pp.
- Anónimo. 2010. *Consultation on reducing the horticultural use of peat in England*. Department for Environment, Food and Rural Affairs. London. 40 pp.
- Asiah, A., Mohd, R.I., Mohd, K.Y., Marziah, M., Shaharuddin, M. 2004. Physical and chemical properties of coconut coir dust and oil palm empty fruit bunch and the growth of hybrid heat tolerant cauliflower plant. *Journal of Tropical Agricultural Science* **27 (2)**: 122-133.
- Atiyeh, R.M., Subler, S., Edwards, C.A., Bachman, G., Metzger, J.D., Shuster, W. 2000. Effects of vermicomposts and composts on plant growth in horticultural container media and soil. *Pedo biologia* **44**: 579-590.
- Batista, J.G., Batista, E.R. 2007. *Compostagem – Utilização de compostos em horticultura*. Universidade dos Açores. Angra do heroísmo. 252 pp.
- Baumgarten, A., Spiegel, H. 2004. Phytotoxicity (Plant tolerance). *Ecotoxicology and Environmental Safety* **30**: 221-251.
- Bunt, A.C. 1988. Media and mixes for container grown plants. Unwin Hyman Ltd. Londres, Rieno Unido. 309 pp.
- Calvão, T. Disponível em: <http://www.ensino.uevora.pt/mpa/6ed/modulo_1/docs/mod_1_2/VMed.PDF> Acesso em 25 de Agosto de 2011
- Chastain, J. P., Camberato, J.J., Skewes, P. Sem data. *Poultry Manure Production and Nutrient Content*.
- Correia, C.F. 2006. *Fibra de coco, composto e vermicomposto, alternativas à turfa na formulação de substratos para agricultura biológica*. Relatório do trabalho fim de curso de engenharia agronómica. Universidade Técnica de Lisboa. Instituto Superior de Agronomia. Lisboa. 54 pp.
- Cruz, J.L., Pelacani, C.R., Coelho, E.F., Caldas, R.C., Almeida, A.Q., Queiroz, J.R. 2006. Influência da salinidade sobre o crescimento, absorção e distribuição de sódio, cloro e macronutrientes em plântulas de maracujazeiro amarelo. *Bragantia, Campinas* **65 (2)**: 275-284.
- Delgado M.M., Martín J.V., Imperial R.M., León C. e García M.C. 2010. Phytotoxicity of uncomposted and composted poultry manure. *African Journal of Plant Science*. **4 (5)**: 154-162.

- Eklind, Y., Salomonsson, L., Wivstad, M., Rämert, B., 1998. Use of herbage compost as horticultural substrate and source of plant nutrients. *Biol. Agric. Hortic.* **16**: 269-290.
- Fern, K. Plants for a future. Disponível em: <<http://www.pfaf.org/user/Plant.aspx?LatinName=Santolina+chamaecyparissus>> Acesso em 25 de Agosto de 2011
- Ferreira, J. 2009. *As bases da agricultura biológica – Tomo 1 – Produção vegetal*. EDIBIO. Lisboa. 531 pp.
- Ferreira, J. Disponível em: <http://www.agrobio.pt/agricultura_biologica.php> Acesso em: 25 de Agosto de 2001.
- Gomez, A.G., Bernal, M.P., Roig A. 2002. Growth of ornamental plants in two composts prepared from agroindustrial wastes. *Bioresource Technology*. **83**: 81–87.
- Hensley, D., Hollyer, J., Yogi, J. 1997. Substituting Hawaii composts for peat in growing media for hibiscus. *Horticulture Research Note*. **12**: 1-3.
- Herrera, F., Castillo, J.E., Chica, A.F., Bellido L.L. 2008. Use of municipal solid waste compost (MSWC) as a growing medium in the nursery production of tomato plants. *Bioresource Technology* **99**: 287–296.
- Horneck, D. e Miller, R. 1998. Determination of total nitrogen in plant tissue. In Y. Kalra (ed.), *Handbook of Reference Methods for Plant Analysis* (pp. 75-83). Florida: CRC Press LLC.
- INIAP. 2006. *Manual de Fertilização das Culturas*. Laboratório Químico Agrícola Rebelo da Silva. Lisboa. 282pp.
- Lemaire, F., Dartigues, A., Rivière, L.M., Charpentier, S. 1989. *Cultures en pots et conteneurs*. INRA – PHM Revue Horticole, Paris-Limoges, 184 pp.
- Lis-Balchin, M. 2002. *Lavender – The genus Lavandula*. Taylor & Francis. Londres. 268 pp.
- López, C.C. 2005. *Fertirrigación – Cultivos hortícolas, frutales y ornamentales*. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid. 681pp.
- Lucena, A.M., Costa, F.X., Silva, H. e Guerra, H.O.C. 2004. Germinação de essências florestais em substratos fertilizados com matéria orgânica. *Revista de Biologia e Ciências da Terra*. **4(2)**: 1-8
- Maher, M., Prasad, M. e Raviv, M. 2008. Organic soilless media components. In *Soilless culture – Theory and practice*, M.Raviv (ed) pp. 459-496. Elsevier. USA.
- McCall, W.W. 1980. *Chicken Manure*. College of Tropical Agriculture and Human Resources. University of Hawaii. 2pp
- Mejias, R.J., Ruano, M.C. 1990. *El cultivo industrial de plantas en maceta*. Ediciones de horticultura SL. Reus. Espanha. 664 pp.
- Miner, J.A. 1994. *Substratos: propiedades e caracterizacion*. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, España. 172 pp.

- Moré, E., Fanlo, M., Melero, R. e Cristóbal, R. 2010. *Guía para la producción sostenible de plantas aromáticas y medicinales*. Centre Tecnològic Forestal de Catalunya. Catalunya. 135 pp.
- Nuñoz, F. 2002. *Plantas medicinales y aromáticas. Estudio, cultivo y processado*. Ediciones Mundi-prensa. Madrid. 369 pp.
- Resh, H.M. 2001. *Cultivos hidroponicos. Nuevas técnicas de producción*. Ediciones mundi-prensa. Madrid. 558 pp.
- Rey C. e Saez F. 2002. Field culture, in vitro culture and selection of *Thymus*. In *Thyme – the genus Thymus*. E. Stahl-Biskup, F. Sáez (eds) pp. 177-196. Taylor and Francis. Londres.
- Ribeiro. D., Ribeiro. H.E., Louro, V. 2001. *Produção em viveiros florestais*. Direcção geral de desenvolvimento rural. Lisboa. 149 pp.
- Ribeiro. H.E. 1996. *Possibilidade de utilização de resíduos sólidos urbanos compostados na formulação de substratos para plantas envasadas*. Dissertação de mestrado. Universidade Técnica de Lisboa. Instituto Superior de Agronomia. Lisboa. 143 pp.
- Ribeiro, H.M., Romero, A.M., Pereira, H., Borges, P., Cabral, F., Vasconcelos, E. 2006. Evaluation of a compost obtained from forestry wastes and solid phase of pig slurry as a substrate for seedlings production. *Bioresource Technology*. **98**: 3294–3297
- Robbins, J.A., Evans, M.R. Sem data. *Growing Media for Container Production in a Greenhouse or Nursery – Part I (Components and mixes)*. Greenhouse and Nursery Series. University of Arkansas – Division of agriculture. 4pp.
- Santos, J.Q. 2001. Fertilização & Ambiente. Europa-América. Mem Martins. 264 pp.
- Santos, J.Q. 2002. Fertilização – Fundamentos da utilização dos adubos e correctivos. Publicações Europa-América. Mem Martins. 547 pp.
- Shores, S. 1999. *Growing and selling fresh-cut herbs*. Storey Books. Vermont. 453 pp.
- Varenes, A. 2003. Produtividade dos solos e ambiente. Escolar editora. Lisboa. 485 pp.
- Venskuton P.R. 2002. Field Harvesting and post-harvest handling in the genus *Thymus*. In *Thyme – the genus Thymus*. E. Stahl-Biskup, F. Sáez (eds) pp. 197-223. Taylor and Francis. Londres.
- Verdonck, O. e Gabriëls, R. 1988. Substrate requirements for plants. *Acta Horticulturae*. (ISHS) **221**:19-24.
- Warman P.R. 1999. Evaluation of seed germination and growth tests for assessing compost maturity. *Compost Science & Utilization*. **7(3)**: 33-37.
- Wamcke, D.D. e Krauskopf D.M. 1983. Greenhouse growth media: Testing and nutritional guidelines. Mich. State Univ. Coop. Ext. Bul. E-1736.
- Will, E., Faust, J.E. Sem data. *Growing Media for Greenhouse Production*. Agricultural Extension Service. The University of Tennessee. 12 pp.

- Williams, C.M., Barker, J.C. e Sims, J.T. 1999. Management and utilization of poultry wastes. *Reviews of Environmental Contamination and Toxicology*. **162**: 105–157.
- Zucconi, F., Pera, A., Forte, M., de Bertoldi, M. 1981. Evaluating toxicity of immature compost. *BioCycle* 22: 54-57.

Anexos

Anexo I – Exportações parciais de macronutrientes e sódio e micronutrientes

Quadro 1 – Exportações de macronutrientes e sódio pela parte aérea das plantas de alecrim instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	N (mg)	P (mg)	K (mg)	Ca (mg)	Mg (mg)	Na (mg)
A	69,05 c	3,88 ab	76,42 a	18,10 a	6,04 a	7,75 a
B	77,92 c	3,09 b	53,13 ab	8,37 c	5,77 ab	5,75 ab
C	107,35 bc	5,95 ab	66,86 a	10,61 bc	3,89 bc	5,61 ab
D	135,90 ab	4,66 ab	69,66 a	14,83 ab	5,77 ab	4,67 ab
E	156,64 a	4,74 ab	56,57 ab	11,41 bc	4,68 abc	2,60 b
F	147,30 ab	6,14 a	36,56 b	10,97 bc	4,56 abc	3,03 b
G	108,52 bc	3,80 ab	52,82 ab	12,39 bc	3,70 c	4,55 ab

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Quadro 2 – Exportações de micronutrientes pela parte aérea das plantas de alecrim instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	Fe (mg)	Cu (mg)	Zn (mg)	Mn (mg)
A	0,41 a	0,003	0,13 bc	0,10 c
B	0,64 a	0,002	0,11 bc	0,13 bc
C	0,33 a	0,003	0,17 abc	0,18 abc
D	0,48 a	0,010	0,23 a	0,25 a
E	0,28 a	0,007	0,19 ab	0,254 ab
F	0,21 a	<0,0002	0,17 abc	0,19 abc
G	0,27 a	<0,0003	0,10 c	0,16 abc

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Quadro 3 – Exportações de macronutrientes e sódio pela raiz das plantas de alecrim instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	N (mg)	P (mg)	K (mg)	Ca (mg)	Mg (mg)	Na (mg)
A	10,40	1,90	23,47	4,55	3,94	6,30
B	17,99	1,38	17,97	1,63	1,36	2,85
C	21,89	1,54	19,63	2,18	1,59	2,72
D	22,43	1,20	13,12	1,69	1,20	2,55
E	22,61	1,25	11,19	1,70	1,34	2,55
F	18,36	0,97	6,42	1,37	0,94	1,48
G	23,10	0,87	10,69	1,88	1,18	1,99

Quadro 4 – Exportações de micronutrientes pela raiz das plantas de alecrim instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	Fe (mg)	Cu (mg)	Zn (mg)	Mn (mg)
A	0.26	0.069	0.15	0.08
B	0.06	0.005	0.05	0.03
C	0.10	0.007	0.08	0.05
D	0.05	0.004	0.06	0.03
E	0.06	0.007	0.08	0.04
F	0.06	0.006	0.05	0.02
G	0.15	0.004	0.03	0.05

Quadro 5 – Exportações de macronutrientes e sódio pela parte aérea das plantas de alfazema instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	N (mg)	P (mg)	K (mg)	Ca (mg)	Mg (mg)	Na (mg)
A	32,79 c	3,37 b	56,74 ab	13,21 ab	15,70 a	4,06 a
B	35,47 c	3,75 b	47,91 ab	6,66 d	17,26 a	1,92 bc
C	49,30 b	5,09 b	52,54 ab	9,51 cd	16,57 a	2,33 abc
D	76,81 a	8,48 a	66,60 a	12,87 abc	8,31 b	3,19 ab
E	72,77 a	8,84 a	60,17 a	14,64 a	8,94 b	0,73 c
F	79,04 a	9,29 a	57,67 ab	13,45 ab	9,73 b	2,11 abc
G	47,61 b	4,42 b	42,34 b	10,88 bc	6,70 b	1,54 bc

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Quadro 6 – Exportações de micronutrientes pela parte aérea das plantas de alfazema instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	Fe (mg)	Cu (mg)	Zn (mg)	Mn (mg)
A	0,30 b	0,0022 c	0,08 b	0,09 c
B	0,27 b	0,0066 bc	0,08 b	0,09 c
C	0,24 b	0,0046 bc	0,11 b	0,13 bc
D	0,50 ab	0,0076 bc	0,19 a	0,19 ab
E	0,57 ab	0,0099 ab	0,22 a	0,24 a
F	0,63 a	0,0145 a	0,20 a	0,21 a
G	0,69 a	0,0027 c	0,09 b	0,19 a

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Quadro 7 – Exportações de macronutrientes e sódio pela raiz das plantas de alfazema instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	N (mg)	P (mg)	K (mg)	Ca (mg)	Mg (mg)	Na (mg)
A	11,81 d	1,68 c	15.48 d	3,29 b	5,98 a	4,82 ab
B	23,02 c	3,11 b	21.13 b	1,89 c	3,23 d	3,77 b
C	40,70 ab	3,07 b	23.25 ab	2,99 b	4,28 bc	4,71 ab
D	47,18 a	4,21 a	24.40 a	4,19 a	5,03 b	5,31 a
E	39,42 b	3,48 b	16.34 cd	3,21 b	4,51 b	4,56 ab
F	39,77 b	4,35 a	13.83 d	2,98 b	4,89 b	3,59 bc
G	38,79 b	2,04 c	18.43 c	2,28 c	3,62 cd	2,43 c

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Quadro 8 – Exportações de micronutrientes pela raiz das plantas de alfazema instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	Fe (mg)	Cu (mg)	Zn (mg)	Mn (mg)
A	0,13 ab	0,023 a	0,05 b	0,06 bcd
B	0,04 c	0,019 ab	0,05 b	0,04 d
C	0,10 b	0,017 ab	0,09 a	0,05 cd
D	0,15 a	0,008 bc	0,10 a	0,08 a
E	0,09 b	0,007 bc	0,08 a	0,10 a
F	0,10 b	0,002 c	0,09 a	0,08 ab
G	0,13 ab	0,002 c	0,05 b	0,07 abc

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Quadro 9 – Exportações de macronutrientes e sódio pela parte aérea das plantas de santolina instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	N (mg)	P (mg)	K (mg)	Ca (mg)	Mg (mg)	Na (mg)
A	31,17 e	2,40 e	46.09 ab	8,79 a	4,12 ab	2,33 ab
B	36,45 e	4,08 de	32.45 b	5,17 b	2,84 b	1,21 b
C	55,54 d	6,64 abc	45.33 ab	7,66 ab	4,20 ab	1,98 ab
D	69,55 bc	5,98 bcd	53.81 ab	8,68 a	4,55 a	2,32 ab
E	78,91 ab	7,65 ab	62.17 a	9,28 a	5,20 a	2,27 ab
F	89,08 a	8,09 a	61.25 a	8,85 a	4,77 a	1,89 b
G	59,47 cd	5,26 cd	56.82 ab	9,42 a	4,47 a	3,11 a

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Quadro 10 – Exportações de micronutrientes pela parte aérea das plantas de santolina instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	Fe (mg)	Cu (mg)	Zn (mg)	Mn (mg)
A	0,43 ab	<0,0002	0,10 c	0,14 c
B	0,24 b	0,005	0,14 bc	0,17 bc
C	0,73 a	0,005	0,19 ab	0,26 ab
D	0,36 ab	0,002	0,23 a	0,32 a
E	0,34 b	0,002	0,23 a	0,35 a
F	0,34 b	0,007	0,20 ab	0,33 a
G	0,40 ab	<0,0002	0,14 bc	0,26 ab

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Quadro 11 – Exportações de macronutrientes e sódio pela raiz das plantas de santolina instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	N (mg)	P (mg)	K (mg)	Ca (mg)	Mg (mg)	Na (mg)
A	13,27	2,52	28,86	3,92	1,69	1,95
B	57,41	2,63	29,44	2,90	1,04	1,42
C	49,59	2,91	27,55	2,93	1,07	2,12
D	45,99	2,76	21,85	2,84	0,97	1,83
E	45,71	2,41	12,80	1,93	0,68	1,18
F	32,95	1,95	5,74	1,57	0,49	1,24
G	42,83	2,51	20,85	3,12	1,09	1,16

Quadro 12 – Exportações de micronutrientes pela raiz das plantas de estragão instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	Fe (mg)	Cu (mg)	Zn (mg)	Mn (mg)
A	0.10	0.012	0.03	0.02
B	0.07	0.015	0.03	0.02
C	0.07	0.010	0.03	0.03
D	0.05	0.005	0.03	0.04
E	0.06	0.008	0.04	0.04
F	0.03	0.005	0.02	0.02
G	0.13	0.007	0.02	0.03

Quadro 13 – Exportações de macronutrientes e sódio pela parte aérea das plantas de estragão instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	N (mg)	P (mg)	K (mg)	Ca (mg)	Mg (mg)	Na (mg)
A	31,12 c	3.18 bc	59.40 bcd	15,78 a	4,20 bcd	1,51 ab
B	34,51 c	3.24 bc	57.21 bcd	8,34 cd	2,72 cd	1,33 ab
C	36,59 c	2.81 c	40.93 d	7,93 d	2,41 d	0,93 b
D	85,45 a	5.64 ab	81.76 a	15,19 ab	5,58 a	2,27 ab
E	95,47 a	6.37 a	66.76 ab	13,03 abc	5,88 a	2,69 a
F	83,28 a	5.92 a	47.20 cd	10,38 bcd	5,02 a	2,47 ab
G	55,09 b	3.04 c	60.78 bc	16,01 a	4,38 ab	2,38 ab

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Quadro 14 – Exportações de micronutrientes pela parte aérea das plantas de estragão instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	Fe (mg)	Cu (mg)	Zn (mg)	Mn (mg)
A	0,38 a	0,025	0,16 b	0,49 abc
B	0,13 c	<0,0001	0,17 b	0,25 c
C	0,13 c	<0,0001	0,17 b	0,31 bc
D	0,30 ab	0,020	0,43 a	0,67 a
E	0,23 bc	0,018	0,35 a	0,59 a
F	0,19 bc	0,007	0,29 ab	0,51 ab
G	0,23 bc	0,008	0,15 b	0,70 a

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Quadro 15 – Exportações de macronutrientes e sódio pela raiz das plantas de estragão instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	N (mg)	P (mg)	K (mg)	Ca (mg)	Mg (mg)	Na (mg)
A	56,97	3,59	31,94	2,85	4,00	5,38
B	35,60	4,03	30,25	1,66	2,77	4,52
C	32,55	3,21	27,03	1,57	2,24	3,53
D	47,47	4,53	23,24	1,92	2,26	5,01
E	71,63	4,89	38,04	2,01	2,11	8,79
F	73,83	4,53	33,67	1,85	1,90	8,47
G	42,12	4,48	28,66	1,97	2,79	4,44

Quadro 16 – Exportações de micronutrientes pela raiz das plantas de estragão instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	Fe (mg)	Cu (mg)	Zn (mg)	Mn (mg)
A	0,13	0,009	0,05	0,10
B	0,06	0,006	0,03	0,03
C	0,06	0,006	0,04	0,06
D	0,06	0,006	0,04	0,07
E	0,08	0,004	0,05	0,08
F	0,08	0,004	0,04	0,06
G	0,18	0,005	0,03	0,09

Quadro 17 – Exportações de macronutrientes e sódio pela parte aérea das plantas de tomilho instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	N (mg)	P (mg)	K (mg)	Ca (mg)	Mg (mg)	Na (mg)
A	17,99 c	1,41 c	29.52 b	10,28 a	4,53 a	1,33 b
B	19,80 c	1,76 bc	32.52 ab	3,79 b	1,76 b	2,45 a
C	28,36 c	1,65 c	33.49 ab	4,63 b	2,21 b	1,61 b
D	28,97 c	1,34 c	27.97 b	4,42 b	2,13 b	1,72 b
E	58,35 ab	3,45 ab	49.09 a	9,12 a	4,87 a	2,94 a
F	64,53 a	4,59 a	41.14 ab	10,05 a	5,17 a	2,91 a
G	45,48 b	2,66 bc	35.68 ab	10,49 a	4,33 a	1,64 b

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Quadro 18 – Exportações de micronutrientes pela parte aérea das plantas de tomilho instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	Fe (mg)	Cu (mg)	Zn (mg)	Mn (mg)
A	0,24 abcd	0,004 d	0,09 c	0,15 cd
B	0,11 d	0,007 b	0,08 c	0,08 e
C	0,13 cd	0,005 bcd	0,10 c	0,13 de
D	0,16 bcd	0,005 cd	0,13 c	0,20 c
E	0,29 ab	0,014 a	0,25 a	0,45 a
F	0,25 abc	0,012 a	0,19 b	0,30 b
G	0,33 a	0,007 bc	0,12 c	0,35 b

Nota: As modalidades assinaladas com a mesma letra na mesma coluna não apresentam entre si diferenças significativas com nível de significância de 0,05.

Quadro 19 – Exportações de macronutrientes e sódio pela raiz das plantas de tomilho instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	N (mg)	P (mg)	K (mg)	Ca (mg)	Mg (mg)	Na (mg)
A	8,75	0,89	13,75	1,98	1,87	0,94
B	5,31	0,60	5,99	0,70	0,68	0,29
C	8,38	0,44	5,71	0,69	0,61	0,35
D	11,66	0,41	4,66	0,55	0,65	0,11
E	18,02	0,53	4,14	0,72	0,72	0,28
F	11,79	0,59	2,74	0,64	0,51	0,68
G	17,07	0,73	6,27	1,49	1,28	0,59

Quadro 20 – Exportações de micronutrientes pela raiz das plantas de tomilho instaladas nos substratos utilizados no terceiro ensaio.

Modalidade	Fe (mg)	Cu (mg)	Zn (mg)	Mn (mg)
A	0,18	0,023	0,06	0,03
B	0,03	0,003	0,03	0,02
C	0,05	0,002	0,04	0,03
D	0,06	0,004	0,04	0,03
E	0,05	0,001	0,05	0,02
F	0,04	<0,0002	0,04	0,01
G	0,16	0,015	0,04	0,03

Anexo II – Sementes germinadas e comprimento da radícula nos ensaios de germinação.

Quadro 1 – Média do número de sementes germinadas em cada placa utilizada nos ensaios de germinação feito aos substratos do terceiro ensaio.

Modalidade	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Testemunha	7	7	6	7	7	7	7	7	7	7
A	5	7	7	7	7	7	6	7	7	6
B	6	7	7	6	7	7	6	6	7	6
Testemunha	7	7	7	7	5	6	7	5	7	7
C	6	7	7	7	6	6	7	6	6	7
Testemunha	7	6	7	7	7	7	7	7	6	7
D	7	6	7	7	7	7	7	6	7	6
Testemunha	7	6	7	7	7	7	6	7	7	7
E	5	7	7	7	6	7	7	7	7	7
F	6	7	6	7	7	5	7	7	7	6
G	6	7	7	7	7	5	7	7	6	6

Nota: Cada conjunto de placas testemunha corresponde às modalidades que se encontram nas colunas imediatamente abaixo.

Quadro 2 – Média do comprimento da radícula (mm) das sementes em cada placa utilizada nos ensaios de germinação feitos aos substratos do terceiro ensaio.

Modalidade	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Testemunha	5,9	4,3	5,1	2,8	3,9	6,6	4,4	4,0	4,3	5,9
A	5,2	8,0	5,8	5,3	5,7	5,5	6,2	6,3	4,9	5,8
B	4,7	5,3	3,8	3,3	3,5	5,1	6,0	5,3	3,7	2,7
Testemunha	4,6	5,2	5,2	4,9	4,3	5,7	4,8	3,8	5,6	4,5
C	5,7	4,6	3,3	3,5	5,2	3,8	5,3	6,0	4,7	4,5
Testemunha	7,0	6,0	6,2	5,0	4,1	4,1	4,7	7,0	7,2	6,0
D	5,9	7,3	6,1	3,7	6,0	5,8	5,6	4,2	5,4	5,0
Testemunha	4,6	4,5	3,6	5,8	6,1	4,8	4,9	4,4	5,6	5,7
E	5,2	5,2	4,3	4,4	4,8	4,6	5,1	3,3	4,7	4,4
F	3,8	4,7	4,7	4,8	4,2	3,8	3,1	6,0	3,5	4,1
G	3,9	5,4	4,9	4,1	3,9	4,9	2,9	5,6	4,1	5,4

Nota: Cada conjunto de placas testemunha corresponde às modalidades que se encontram nas colunas imediatamente abaixo.